Anno XI - Nuova Serie N. 4

BOLLETTINO
DELLA R. STAZIONE DI PATOLOGIA VEGETALE

Una fasciazione di Rosa

Tra i fenomeni teratologici, uno dei più comuni è la fasciazione tanto delle piante spontanee come delle coltivate, e l'elenco delle specie che presentano fasciazioni è quanto mai esteso. Alle fasciazioni che si presentano in natura per cause spontanee, si debbono aggiungere quelle che molti studiosi sono riusciti ad ottenere artificialmente sottoponendo le piante a varii stimoli. Quasi tutti gli organi vegetali sono suscettibili di fasciazione, così si conoscono radici, fusti, infiorescenze, frutti fasciati.

Lo studio delle fasciazioni è stato fin'ora diretto per lo più alla morfologia esterna e alla genetica (Béguinot, Blaringhem, Figini, Pirotta e Puglisi, Rippel [2, 3, 7, 17, 18] ; le ricerche di istologia sono meno frequenti e riguardano fusti di *Veronica, Tetragonia, Sambucus, Crepis,* ecc. (Nestler [13]) e radici di fava, *Amygdalus,* ecc. (Bambacioni, Lo Priore, Buscalioni, Caspary, Gravis [1, 9, 4, 5, 8]).

La Marchesa Pallavicini Misciatelli portò qualche mese fa a questa R. Stazione un fusto di *Rosa* fasciata il quale ha servito per le presenti ricerche che ho eseguito nel campo della morfologia interna per mettere in evidenza le modificazioni istologiche avvenute in seguito al fenomeno dell'appiattimento.

Per quello che mi consta non è stata studiata sotto questo riguardo alcuna fasciazione di *Rosa,* mentre in-

vece sono fin'ora note le seguenti fasciazioni del genere, riportate dal Penzig [16] : *Rosa damascena* L., *R. sphaerica* Gren., *R. centifolia* L., *R. Noisettiana* Red. e *R. polyantha* Ress. Non conosco la specie cui appartiene il ramo in esame, ma suppongo possa riferirsi a *R. Bank-*

Fig. 1. — Estremità terminale di ramo fasciato di *Rosa*.

sii. La pianta da cui proviene il ramo fasciato è un grosso e vigoroso esemplare che da alcuni anni vegeta normalmente e non ha mai presentato fasciazioni, come pure è tenuto con cura libero da parassiti.

Macroscopicamente il ramo in istudio presentava tutte le caratteristiche già perfettamente note per le fasciazioni e cioè : fusto con numerose striature longitudinali sporgenti, foglie e rami laterali più abbondanti dell'usuale, apice con accenno ad avvolgimento pastorale, ecc. e terminava non con un apice di accrescimento ma con un gruppo di apici fioriferi non tutti posti allo stesso livello

(vedi fig. 1). La mancanza di uno o più apici vegetativi indicava la cessazione dell'allungamento e quindi la impossibilità di studiare la porzione embrionale del fusto appiattito; tuttavia alcune altre osservazioni eseguite possono essere qui riferite. L'esame dei varii tessuti del

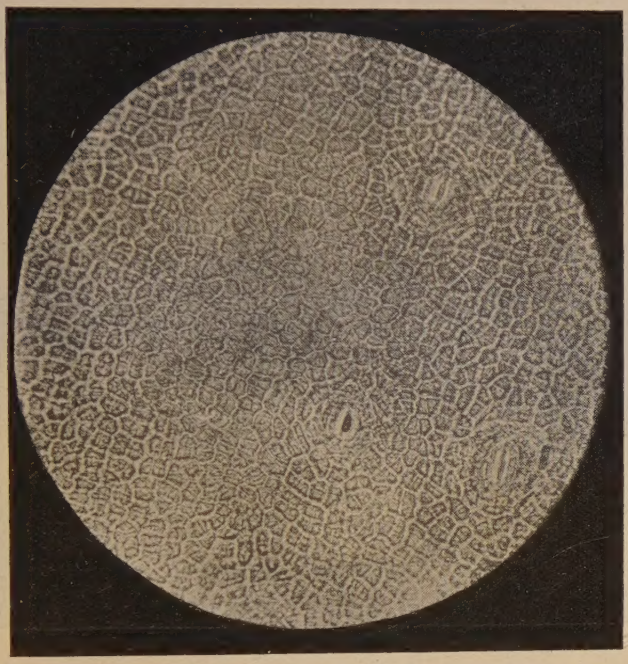


Fig. 2. — Epidermide di ramo cilindrico di *Rosa*, vista di fronte.

ramo fasciato fu fatto di confronto con un ramo coetaneo della stessa pianta di rosa ed a cominciare dal tessuto epidermico. L'epidermide di un ramo normale, con inizio di struttura secondaria, ma senza periderma, si presenta, vista di fronte, con cellule appiattite (vedi fig. 2) poligonali, a grosse pareti ed aventi una poco chiara tendenza alla disposizione seriata secondo linee longitudinali parallele all'asse del ramo; notevole poi è il numero e la distribuzione degli stomi: essi sono poco numerosi

(media di alcune misurazioni 10-11 per mm.^{2}) e disposti in serie longitudinali per lo più molto distanziate e non del tutto regolari. Le caratteristiche dell'epidermide del fusto fasciato sono invece le seguenti (vedi fig. 3). Le cellule, viste di fronte, sono di preferenza quadrangolari,

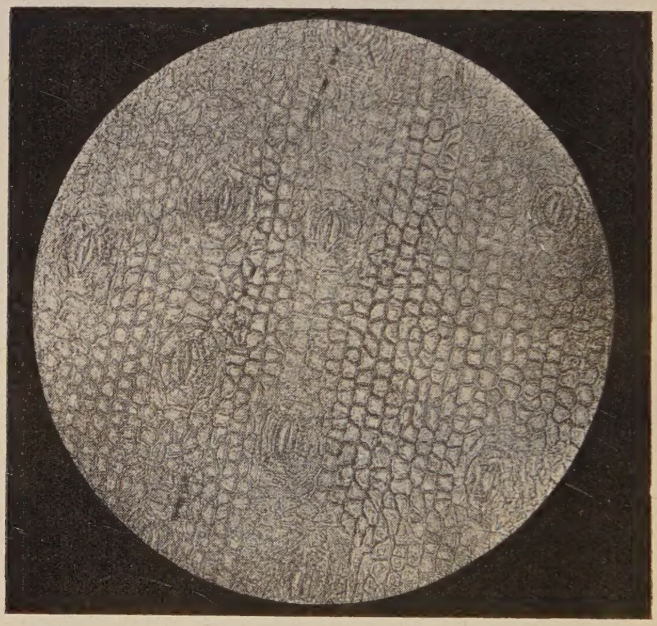


Fig. 3. — Epidermide di ramo fasciato di *Rosa*, vista di fronte.

con una spiccatissima tendenza alla seriazione longitudinale e di dimensioni maggiori di quelle dell' epidermide normale (dimensioni delle cellule epidermiche del ramo fasciato media μ 5×6, dell'epidermide del ramo normale μ $4\text{-}4\frac{1}{2} \times 5$). Un fatto differenziale molto appariscente riguarda la cuticola : mentre nel ramo cilindrico si ha una cuticola molto spessa e con forti cunei penetranti tra cellula e cellula dell'epidermide, nel ramo fasciato la cuticola è meno spessa e penetra tra le cellule epidermiche con sottili cunei molto meno visibili. Con-

seguenza di ciò è che nell'epidermide vista di fronte le pareti cellulari del fusto cilindrico sembrano enormemente più spesse di quelle delle cellule del fusto appiattito. Gli stomi poi sono molto più numerosi e risultano, da molte misurazioni, in numero almeno doppio di quello dei rami normali, e cioè di circa 23 per mm.^{2}; la loro distribuzione è regolarissima in serie longitudinali le quali sono poi molto più ravvicinate che nel caso normale, infatti nel ramo cilindrico le serie sono fra loro distanti in media μ 160-180, nel fasciato si distanziano al massimo di μ 130-140. Le serie degli stomi sono di preferenza situate in corrispondenza di solchi limitati da cordoni di fibre collenchimatiche sottoepidermiche; tali cordoni sono più densi nel fusto fasciato e di conseguenza sono più numerosi i solchi da essi delimitati e perciò anche più numerose le serie stomatiche dell'epidermide fasciata che non quelle dell'epidermide normale.

Per quanto riguarda il parenchima corticale (vedi fig. 4 e 5) non si notano differenze sostanziali nei due fusti fasciato e cilindrico, solo si ha nel fusto fasciato uno spessore minore che risulta oltre che dalle dimensioni leggermente minori delle singole cellule, anche dal numero minore delle serie di cellule. Di conseguenza lo spessore della porzione corticale a partire dal vertice degli archi sclerosi del periciclo fino alla superficie e le altre dimensioni, media di dieci misurazioni, risultano come segue:

Fusto fasciato

Spessore periciclo-cuticola.	μ.	218
Diametro radiale medio delle cellule del parenchima corticale	μ.	15,47
File di cellule del parenchima corticale	N.°	10-11

Fusto non fasciato

Spessore periciclo-cuticola.	μ.	270
Diametro radiale medio delle cellule del parenchima corticale	μ.	16,66
File di cellule del parenchima corticale	N.°	12

Nel parenchima corticale sono ancora da prendere in considerazione i cordoni collenchimatici che determinano dei rilievi longitudinali sulla superficie dando un aspetto striato alle faccie del fusto appiattito; tali cordoni, a

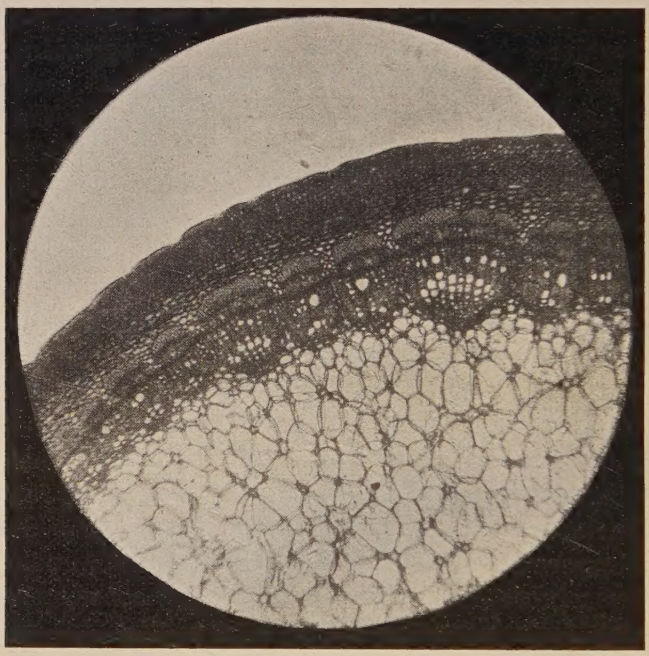


Fig. 4. — Sezione trasversale di ramo appiattito di *Rosa*.

parte il maggiore sviluppo del ramo, sono anche proporzionalmente più numerosi, ma nessuna differenza si nota nel numero e nelle dimensioni delle fibre.

Negli elementi che costituiscono i fasci dei due rami confrontati non si nota alcuna differenza: le parti cribrose, parti xilematiche e i cambi sono tutti normali e senza caratteristiche differenziali. Quello che differisce notevolmente è il numero dei fasci enormemente più grande nel fusto fasciato e presso a poco triplo di quello del fusto cilindrico.

Il periciclo è nella *Rosa* scleroso e discontinuo, rappresentato da gruppi di fibre, fortemente ispessite e disposte ad arco a ridosso della massa cribrosa, separati dai raggi midollari. Nei due rami comparati una differenza che si rende subito manifesta riguarda l'ispessimento delle fibre del periciclo; nel fusto cilindrico l'ispessimento è molto più forte che nel ramo fasciato e di conseguenza il lume residuo è molto più piccolo nel periciclo normale che in quello del fusto appiattito nel quale appare ben evidente. Dieci misurazioni per ogni tipo hanno dato i seguenti risultati medi:

Fusto fasciato

Larghezza media delle fibre in sezione trasversale . . .	μ. 9,63
Spessore medio delle pareti	μ. 2,38
Diametro medio del lume	μ. 4,87
Rapporto fra spessore della parete e diametro del lume .	$\frac{1}{2}$

Fusto non fasciato

Larghezza media delle fibre in sezione trasversale . . .	μ. 8,82
Spessore medio delle pareti	μ. 3,49
Diametro medio del lume	μ. 1,84
Rapporto fra spessore della parete e diametro del lume .	$\frac{1}{0,52}$

Lo sviluppo delle formazioni secondarie nei due fusti cilindrico ed appiattito è del tutto normale ed uguale.

Un ultimo tessuto dove si riscontrano differenze ben visibili è il parenchima midollare. Il midollo del genere *Rosa* è, secondo la nomenclatura del Gris, eterogeneo in quanto, mescolate alle grosse cellule del parenchima, fornite di parete sottile e senza ispessimenti, vi sono altre cellule dette attive contenenti sostanze tanniche, disposte per lo più in rete e presentanti pareti fortemente ispessite con punteggiature sottili. Ora paragonando i midolli dei due rami (fig. 4 e 5) si nota subito una diversità nel numero e nella distribuzione degli elementi tanniferi: nel fusto cilindrico formano una rete continua, molto fitta e uniformemente disposta nel midollo

in modo da limitare nei suoi intrecci, visti in sezione trasversale, delle maglie non troppo ampie occupate da isolotti di parenchima midollare normale a cellule grosse e non ispessite, formati al massimo da 4-6 elementi;

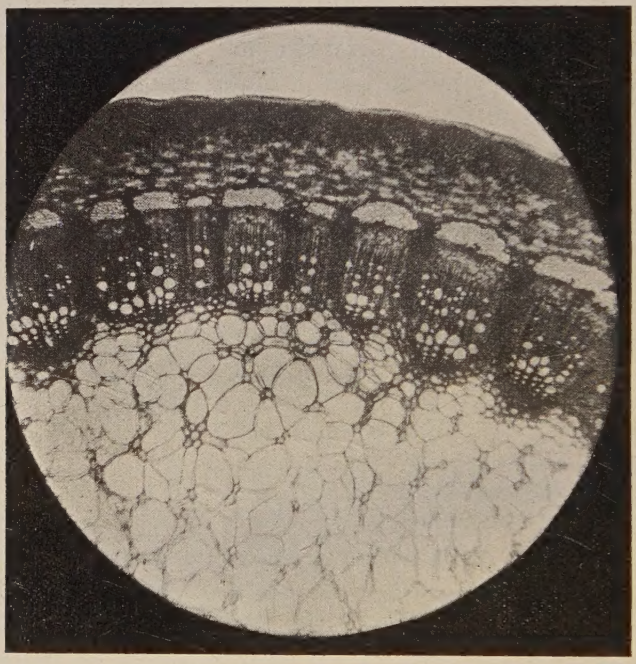


Fig. 5. — Sezione trasversale di ramo cilindrico di *Rosa*.

nel fusto appiattito questa rete è molto più lassa, spesso interrotta e delimitante maglie più ampie occupate da gruppi molto più numerosi di elementi parenchimatici. Anche le reazioni microchimiche del tannino eseguite di confronto in sezioni dei due fusti hanno mostrato una colorazione più intensa pel midollo del fusto cilindrico che non in quello del fusto fasciato.

Lo stato del ramo al momento in cui fu raccolto non ha permesso di studiare il funzionamento degli apici vegetativi che, cessato l'accrescimento si erano trasformati

in gemme fiorifere; tali gemme hanno iniziato la dissociazione del ramo fasciato ed hanno prodotto brevi porzioni di peduncolo (vedi fig. 1) che hanno assunto la tipica simmetria raggiata. Nel punto di separazione di

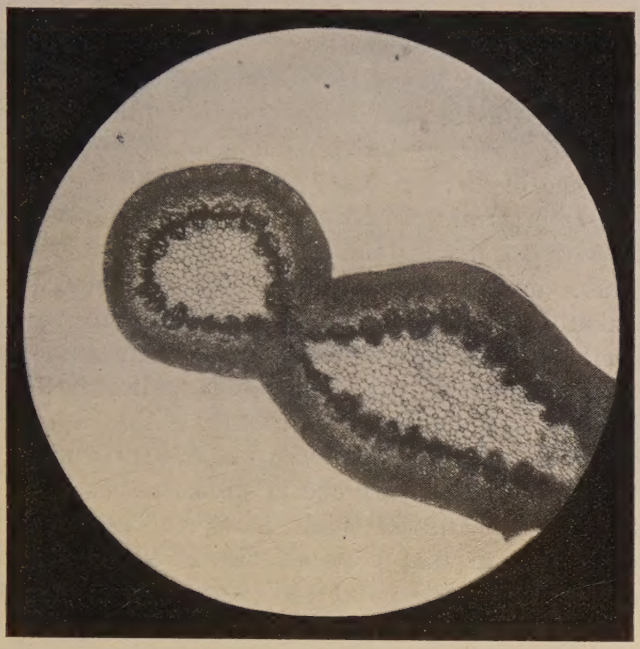


Fig. 6. — Sezione trasversale di ramo fasciato di *Rosa* in un punto dove si inizia la dissociazione: a sinistra ramo dissociato tornato cilindrico, a destra ramo ancora appiattito.

tali peduncoli, lunghi da 6 a 9 mm., l'aspetto che si può osservare nelle sezioni trasversali è quello di una coesione, cioè con le due stele ancora unite per mezzo dei rispettivi parenchimi corticali. Nella fig. 6 è rappresentata una sezione trasversale eseguita immediatamente al di sotto della separazione delle due porzioni; vi si vedono perciò le due stele: una già cilindrica, perchè poco al disotto del bocciolo fiorale, l'altra tuttora un po'

appiattita perchè si scinderà ancora, un poco più in alto, in altri due peduncoli cilindrici.

Le sezioni trasversali e longitudinali dei boccioli eseguite al microtomo hanno messo in evidenza una struttura perfettamente normale: ricettacolo allargato a coppa con gli abbozzi dei vari organi fiorali e cioè pistilli, stami, petali e sepali.

Uguali ricerche fatte sul caule appiattito in corrispondenza all'uscita dei rami e delle spine hanno permesso di stabilire che tali fenomeni si svolgono mormalmente come negli altri fusti non appiattiti.

La simmetria del ramo nelle porzione basale e mediana dove la fasciazione è perfetta, è evidentemente bilaterale doppia. Nei riguardi della simmetria delle fasciazioni Martini - Sans [11] ne distingue tre tipi: 1°) fasciazioni con simmetria attorno ad un asse; 2°) fasciazioni zigomorfe; 3°) fasciazioni asimmetriche, ed aggiunge che la simmetria bilaterale è solo apparente: qualche volta perfetta, qualche volta del tutto mancante. Tuttavia è bene osservare che la simmetria assiale è tale perchè tutti gli infiniti piani passanti per l'asse dividono il fusto in due porzioni fra loro specularmente uguali; ora se questo può essere per un fusto cilindrico, non può avvenire per un fusto anche solo percettibilmente appiattito. Si potrebbe forse meglio parlare di simmetria bilaterale doppia da contrapporsi alla simmetria zigomorfa o bilaterale semplice. Riferendoci a questa suddivisione, il caso qui descritto (vedi fig. 7) può rientrare nel primo gruppo inteso però nel senso di simmetria bilaterale doppia perchè due e perpendicolari fra loro sono i piani che dividono il ramo, in parti specularmente uguali.

Circa le cause che possono aver determinato questa fasciazione sono certamente molte e complesse, ma il punto di partenza è rappresentato sicuramente da un'azione traumatica naturale. Ritengo che il trauma debba essere stato determinato da qualche insetto od acaro parassita,

non perchè abbia potuto rintracciare individui sul ramo o sulla pianta viva, ma per analogia con infiniti casi di produzioni simili a questa, tra i quali basterà ricordare quelli descritti da Cuboni [6] per *Spartium junceum* dovuto ad un *Phytoptus*, da Molliard [12] per *Picris hie-*

Fig. 7. — Sezione trasversale di ramo fasciato di *Rosa.*

racioides da larva di lepidottero, da Pallavicini Misciatelli [14] per *Cichorium Inthybus* e *Robinia pseudacacia* da *Phytoptus*. L' eccitazione prodotta dalle punture è stata in seguito favorita da condizioni intrinseche od estrinseche della pianta (1).

In ogni caso la fasciazione qui descritta non è da riferirsi al tipo descritto da De Vries e da lui chiamato « fasciazione incrociata » poichè non si tratta di saldatura di due o più fusti originariamente e per lungo tempo rimasti separati e indipendenti : tali fasciazioni incrociate mostrano sempre traccie più o meno evidenti di saldatura e nella struttura interna sono facilmente riconoscibili le varie steli che hanno originato l'unico fusto appiattito. Nel caso della *Rosa* si tratta sicuramente di una fasciazione nel senso di Nestler [13], cioè « appiattimento di un singolo asse cilindrico normale ». Ciò si è verificato perchè lo stimolo traumatico ha agito sul-

(1) Un caso di fasciazione che deve rientrare in questo gruppo è quello che io stesso descrissi per *Scrophularia canina* (19).

l'apice vegetativo conico determinando divisioni cellulari prevalentemente in un'unica direzione (Penzig [15]) e trasformando così l'apice in una lamina embrionale. L'attività istogena di essa produsse il ramo appiattito con stele unica ad anello schiacciato fino a che, per la cessazione delle condizioni determinanti, si è iniziata la dissociazione con la produzione di nuovi apici conici che hanno nuovamente dato luogo ad organi con simmetria raggiata.

Una fasciazione simile è descritta da Sorauer [20] per *Picea excelsa* a proposito della quale è detto che « il midollo e i corpi legnosi sono in un'unica connessione, mostrano superfici uniformi e non indicano affatto una fusione di molti singoli anelli posti l'uno vicino all'altro come sarebbe il caso se si trattasse di un appiattimento di molti fusti originariamente divisi ».

CESARE SIBILIA.

BIBLIOGRAFIA.

1. - BAMBACIONI V., *Sopra alcune anomalie delle radici di* Vicia Faba *L.* « Annali di Botanica », XVI, pagg. 244-252, Roma 1924.

2. - BÉGUINOT A., *Sulla ereditarietà della fasciazione nel* Poterium sanguisorba *L.* «Bull. Soc. bot. ital.», 3, pagg. 46-48; 4, pagg. 49-51, Firenze 1918.

3. - BLARINGHEM L., *Mutation et Traumatismes*, pagg. 88-95, Alcan, Paris 1908.

4. - BUSCALIONI L. e ROCCELLA G., *Intorno ad alcune singolari anomalie della radice di una pianta di* Amygdalus communis *L.* « Malpighia », XXIX, 5-6, pagg. 294-312, 1912.

5. - CASPARY, *Eine gebänderte Wurzel von* Spiraea sorbifolia. « Schr. d. phys. ökon. Ges. in Könisberg » pagg. 30-32, 1883.

6. - CUBONI G., *Sulla causa della fasciazione dello* Spartium junceum *L.* « Bull. Soc. Bot. Ital. » pagg. 281-282, 1894.

7. - FIGINI G. P., *Contributo allo studio della fasciazione caulinare. Indagini colturali.* « Riv. di Biologia », X, pagg. 76-98, Milano 1928.

8. – Gravis, *Les fascies souteraines des Spirées.* « Compt. Rend. d. la Soc. roy. de Bot. de Belgique », 2.e partie, pagg. 30-35, 1881.

9. - Lo Priore G., *Ueber bandförmige Wurzeln.* « Nova Acta Ac. Leop. Carol », Bd. LXXXVIII, pagg. 3-111, 1907.

10. - — — e Coniglio G., *La fasciazione delle radici in rapporto ad azioni traumatiche.* « Atti Accad. Gioenia », III, pagg. 1-84, 1909.

11. – Martin-Sans E., *Fascies chez le* Fraxinus excelsior *L. Quelques remarques sur la fasciation.* « Bull. Soc. Botanique de France », LXXVI, 7-8, pagg. 740-757, Paris 1929.

12. – Molliard M., *Cas de virescence et de fasciation d'origine parasitaire.* « Revue générale de Botanique », XII, Paris 1900.

13. – Nestler A., *Untersuchungen über Fasciationen.* « Oesterr. Bot. Zeitschr. », XLIV, pagg. 343-346, 369-374, 410-415 e 456-459, Wien 1894.

14. - Pallavicini-Misciatelli M., *Nuova contribuzione all'Acarocecidologia italica.* « Malpighia », XIII, pagg. 14-34, Genova 1899.

15. - Penzig O., *Sopra una fasciazione singolare osservata nel cavolfiore.* « Malpighia », XIII, pagg. 518-521, Genova 1899.

16. – — — *Pflanzenteratologie,* Bd. II, Berlin 1922.

17. – Pirotta R. e Puglisi M., *L'ereditarietà della fasciazione nella* Bunias orientalis *L.* « Annali di Botanica », XII, 3, pagine 345-360, Roma 1914.

18. – Rippel A., *Die experimentelle Erzielung von värbanderten Blutenachsen von* Taraxacum officinale *L. durch seitlichen Druck.* « Angewandete Botanik », IV, pagg. 95-106, 1922.

19. – Sibilia C., *Fasciazione in* Scrophularia canina *L.* « Nuovo Gior. Bot. ital. », XXXV, N. S., pag. 410, Firenze 1928.

20. - Sorauer P., *Handbuch der Pflanzenkrankheiten* », Bd. I, pagine 368-371, Berlin 1924.

Studî su lo " Sclerotium Rolfsii „

INTRODUZIONE.

Nel 1911 il Saccardo, su materiale ricevuto dagli Stati Uniti d'America, descrisse sotto il nome di *Sclerotium Rolfsii* Sacc. un fungo sterile che tanto danno già arrecava, nelle regioni calde di quegli Stati, alle coltivazioni di moltissime piante, per lo più ortive e ornamentali.

I caratteri della specie vennero riassunti nella seguente diagnosi:

Superficiale, subrotundum v. horizontaliter ellipsoideum, 0,5-0,8 mm. diam., *facile secedens, levigatum, nitidilum, roseum, demum fulvescenti-brunneum, carnoso-firmulum, intus pallidum; cellulis e globoso polyedricis* 6-8 μ diam. *interdum sinuosis, subhyalinis, ad peripheriam sclerotii brunneolis; fructificatione nulla observata.*

Nell'*habitat* l'Autore riportò un gran numero di ospiti (ventidue), quanti gliene indicarono i fitopatologi americani che si erano occupati di malattie dovute a *Sclerotium*, ma egli non osservò che alcuni steli di *Solanum tuberosum* raccolti nel luglio 1910 dal Prof. P. H. Rolfs a Gainwille nella Florida e una coltura del fungo su carota eseguita nel maggio 1907 dal Prof. F. L. Stevens a New Bern nella Carolina del Nord. I caratteri del fungo vennero però rilevati esclusivamente dagli steli di patata, come attesta la busta dell'essiccato conservato all'Istituto Botanico della R. Università di Padova, che ho potuto consultare per la gentile cortesia dell'attuale direttore Prof. G. Gola. Su tale busta sono appuntate tutte le osservazioni fatte dal Saccardo e inoltre una figurina schematica che illustra la struttura

della parte periferica dello sclerozio; essa rappresenta quindi un documento tassonomico di una certa importanza e dimostra che il concetto che aveva l'Autore della sua specie non esorbitava dai limiti dello *Sclerotium* parassita degli steli di patata.

Potrebbe darsi che tutte le altre piante ospiti indicate fossero state attaccate dallo stesso *Sclerotium* oppure da stipiti diversi della medesima specie, ma alcune recenti osservazioni portano a ritenere piuttosto il contrario; però, se anche ciò fosse vero, non è detto che la specie saccardiana sia da considerarsi una entità specifica complessa, poichè la diagnosi riguarda un unico stipite del fungo il quale non può appartenere che a una sola specie.

Non sempre concordi con la diagnosi del Saccardo sono i lavori posteriori di molti Autori, i quali hanno riportato questo fungo come agente di un grave marciume pedale delle piante nei semenzai, nei vivai e nelle diverse colture e come causa del marciume dei frutti delle cucurbitacee e di altre piante non solo nel Nuovo Continente, ma anche nei Continenti del Mondo Antico e specialmente nel Giappone e nell'India [1, 8, 11, 16, 22, 26]. Diversi di questi si sono trovati a isolare e coltivare più stipiti di *Sclerotium Rolfsii* i quali differivano fra di loro per la forma e la grandezza degli sclerozi, per lo sviluppo e la densità del micelio, per il comportamento ai diversi substrati e agli agenti fisici dell'ambiente. Higgins [9] dice d'aver identificato 5 stipiti su 15 isolamenti; Nakata [14] 33, Edson e Shapovalov [7] 2, alcuni Stevens [25] e diversi Goto [8]. Ma questi stipiti, isolati in luoghi molto vari e in condizioni di ambiente assai differenti, su un numero grande di piante ospiti che attualmente ascende quasi a duecento, possono riguardarsi come forme di un'unica specie? Possono tutti questi stipiti essere compresi nei limiti stabiliti dal Saccardo nella sua diagnosi? D'altra parte, se anche si trovassero delle corrispondenze nelle dimensioni e nella forma degli

sclerozi, sono questi caratteri sufficienti per la identificazione di una determinata entità specifica?

Certi Autori hanno di poi varcato i limiti stabiliti dalla diagnosi di Saccardo, tanto che, se dovessero considerarsi come stipiti di *Sclerotium Rolfsii* tutti quelli indicati da Higgins, Nakata, Goto ed altri, si avrebbe una scala così diversa di caratteri i cui estremi non si otterrebbero nemmeno dal confronto di specie di *Sclerotium* ritenute da tempo assai differenti.

Recentemente il Whetzel, come la Westerdijk mi informa, rivedendo le colture di *Solerotium Rolfsii* esistenti nel « Centraalbureau voor Schimmelcultures » di Baarn (Olanda), trova che quasi tutte corrispondono allo *Sclerotium Delphinii* Welch. Questa specie, descritta soltanto negli ultimi anni, va ora assorbendo la gran parte degli stipiti prima riferiti alla specie saccardiana e si va così delineando fra la maggior parte dei fitopatologi, specialmente americani, il concetto che tali stipiti debbano riunirsi in due specie. Ma anche questo duplice raggruppamento non è meno difettoso del precedente, poichè la distinzione si basa su i caratteri di organi di conservazione, come gli sclerozi, i quali sono variabilissimi nelle diverse condizioni ambientali.

Per me non si tratta nè di una nè di due, ma di più specie di *Sclerotium*, appartenenti al ciclo evolutivo di alcuni basidiomiceti inferiori a sclerozi vegetativi (1),

---

(1) Più basidiomiceti possono formare sclerozi che si rassomigliano, come alcune specie di *Collybia*, di *Marasmius*, di *Coprinus*, di *Pistillaria*, di *Typhula* e di *Corticium*; ma in diverse di esse, come nella *Typhula* e nel *Coprinus*, lo sclerozio rappresenta qualche cosa di più evoluto, poichè è un organo di passaggio alla riproduzione basidiofora, come sono organi di passaggio alla riproduzione ascofora gli sclerozi della *Sclerotinia* e della *Claviceps*; al contrario, lo sclerozio delle specie fungine che sto studiando, è invece una semplice forma vegetativa che non ha alcun rapporto con la sporificazione perfetta.

la cui determinazione esatta non potrà ottenersi senza l'osservazione dello stadio perfetto o senza un accurato studio di confronto con le specie delle quali si conosce l'intero ciclo biologico.

Allo scopo di chiarire le idee ora molto confuse su questo importantissimo gruppo di funghi parassiti e di sciogliere, nel miglior modo possibile, l' intricata matassa della loro posizione sistematica, che di giorno in giorno si fa sempre più complessa, man mano che gli studi e le osservazioni su le malattie attribuite allo *Sclerotium Rolfsii* vengono a moltiplicarsi, ho iniziato una serie di ricerche tendenti a precisare la tassonomia dei vari stipiti, le relazioni con le specie affini di *Sclerotium* e con gli stadi perfetti, il ciclo di sviluppo e la biologia delle diverse specie e delle diverse forme.

Questo lavoro l'ho principiato con uno studio comparativo su due stipiti di *Sclerotium* da me isolati in Italia e dei quali ho osservato anche lo stadio perfetto. La prima parte di tale studio riguarda quindi le osservazioni finora fatte su questi stipiti.

I.

Intorno a due " Sclerotium „ isolati in Italia da piante affette da cancrena pedale

Nell'estate 1929 su piante di *Aster chinensis* coltivate nell'Istituto Botanico della R. Università di Pisa, affette da un marciume delle radici e del fusto nella zona del colletto, isolai uno *Sclerotium* il quale presentava i caratteri morfologici e culturali corrispondenti alle dettagliate descrizioni date da alcuni Autori americani allo *Sclerotium Rolfsii* Sacc. Tale fungo l'ho conservato nelle colture artificiali, trapiantandolo di mese in mese dal settembre 1929 al maggio di questo anno, senza ricevere da parte mia una particolare attenzione. In tale mese ho iniziato a studiarlo accuratamente per confrontarlo con un altro *Sclerotium* riscontrato in una cancrena pedale degli steli di alcune piante di *Solanum tuberosum*, coltivate presso Roma, nel campo sperimentale della R. Stazione di Patologia vegetale.

Anche questo ultimo parassita corrisponde allo *Sclerotium Rolfsii*, ma i suoi caratteri sono del tutto diversi da quelli presentati dallo stipite precedente e da quelli riportati nelle descrizioni dello Stevens [25] e di altri Autori che si sono occupati di questo fungo sterile dopo il Saccardo; tali caratteri collimano invece perfettamente con la breve diagnosi saccardiana eseguita — come ho già detto — su uno *Sclerotium* parassita isolato da gli steli di patata.

Osservati sulle piante ospiti, i due funghi dovevano riportarsi immancabilmente alla medesima specie e con molta difficoltà potevano considerarsi anche come due semplici stipiti differenti di essa, poichè erano differenziati da alcuni caratteri vegetativi che potevano an-

che attribuirsi al diverso substrato matricale. Coltivati però in molti terreni artificiali e in condizioni varie di ambiente, essi si sono mantenuti sempre distinti e tali da rientrare ciascuno in un'orbita specifica indipendente.

Le osservazioni fatte su questi due *Sclerotium* che per comodità indico con *S. A.* il primo, isolato dall'astro, e con *S. P.* il secondo, isolato dalla patata, riguardano:

1) Gli organi vegetativi di sviluppo e di conservazione (micelio, sclerozi e stromi).

2) Gli organi riproduttivi (sporificazione).

3) Alcune caratteristiche fisiologiche (variazioni, antagonismo e comportamento ad alcuni fattori fisici dell'ambiente).

4) Il confronto con alcuni stipiti di *Sclerotium Rolfsii* e di *Sclerotium Delphinii* d'America e d'Asia.

5) La posizione sistematica secondo i caratteri degli organi vegetativi e degli organi di riproduzione perfetta.

*
* *

Tutte queste osservazioni sono state fatte nelle colture eseguite su vari terreni artificiali, in gran parte naturali, i quali sono:

N. 1. *Agar semplice.* — Acqua distillata col 2% di agar-agar.

N. 2. *Agar infuso di patata.* — Infuso di tuberi di patata agarizzato al 2%. L'infuso è stato preparato, mettendo a bollire in un litro di acqua distillata 300 gr. di tuberi di patata sbucciati e tagliuzzati; l'ebollizione è stata protratta fino alla cottura, senza mai oltrepassare questo limite e arrivare alla rottura e allo spappolamento dei pezzi di patata; all'estratto filtrato attraverso alla carta è stata aggiunta ancora dell'acqua in modo da ottenere un litro esatto di infuso.

N. 3. *Agar infuso di cipolla.* — Infuso di 300 gr. di bulbi di cipolla preparato come sopra.

N. 4. *Agar infuso di aglio.* — Idem : 300 gr. di bulbi d'aglio.

N. 5. *Agar infuso di carota.* — Idem : 300 gr. di fittone di carota.

N. 6. *Agar infuso di radici di ciliegio.* — Idem : 300 gr. di radici di giovani piante di ciliegio.

N. 7. *Agar infuso di patata glucosato.* — Lo stesso del N. 2 con in più l'1% di glucosio.

N. 8. *Agar infuso di grano glucosato.* — Un litro di infuso di 250 gr. di cariossidi di grano, più 10 gr. di glucosio e 20 gr. di agar-agar.

N. 9. *Agar farina di mais.* — 50 gr. di farina di mais setacciata e 20 gr. di agar-agar in un litro d'acqua distillata.

N. 10. *Agar farina di avena.* — 50 gr. di farina di avena Daho e 20 gr. di agar-agar in un litro d'acqua distillata.

1. — Organi vegetativi di sviluppo e di conservazione.

Il micelio e gli sclerozi sono gli usuali organi vegetativi di sviluppo e di conservazione di questi funghi; tratterò quindi prima dell'uno e poi degli altri, mettendo in rilievo anche alcune formazioni speciali (stromi) che si osservano specialmente nelle colture di *S. P.*, le quali potrebbero considerarsi come complessi micelici intermedi fra il micelio ordinario e gli sclerozi.

a) Micelio.

Sclerotium A. — Le colture sono caratterizzate sempre da una gran quantità di micelio aereo. In tutti i terreni è sempre presente; esso non manca anche in quelli poverissimi di principi nutritivi, come nell'agar semplice, ove si osservano fiocchi di ife rade, irregolarmente sparse su la superficie del substrato. In terreni poveri come nel N. 2, forma già un intreccio continuo di micelio aereo-

lasso, ragnateloso, ma se a questo terreno vengono aggiunte piccole quantità di glucosio, il micelio aereo si sviluppa abbondantemente e ricopre tutto il substrato di un manto candido la cui densità va sempre aumentando con l'aumento della ricchezza.

Fig. 1. — Giovane coltura di *S. A.* su agar infuso di cipolla. ($^{9}/_{10}$ grand. nat.).

Nei vari substrati ordinari sperimentati, questo fungo forma colonie candidissime con micelio aereo sempre abbondante, fioccoso e tale da riempire spesso tutto lo spazio libero di una scatola Petri, o gran parte dello spazio disponibile al disopra della superficie del substrato di un tubo di coltura o di un matraccio. Spesso risale lungo

la parete del vetro e si sviluppa al disotto del coperchio della scatola, formando placche miceliari densissime, le quali talora assumono anche una struttura pseudoparenchimatica simile a quella di uno sclerozio. Nell'agar infuso di aglio il micelio aereo è abbondantissimo e le placche miceliari che si formano sotto il coperchio della scatola hanno lo spessore di 20-40 μ, una struttura cellulare molto irregolare e un colore dapprima bianco e in seguito giallo-scuro, poichè assumono alla superficie una colorazione ferruginea più o meno intensa, mentre si ricoprono di numerosi cristalli di ossalato.

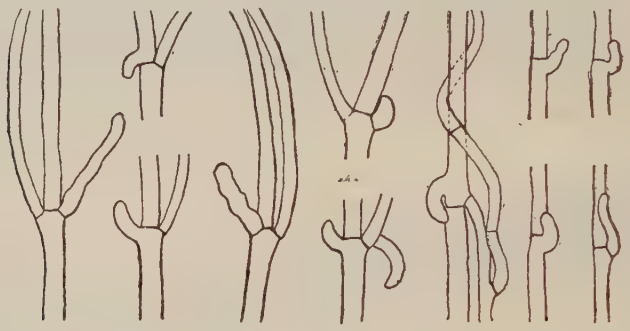


Fig. 2. — Ramificazioni e unioni a fibbia delle ife di *S. A.* su agar semplice dopo un mese a 27° C.

A tutta prima mi è sembrato che tali placche dovessero rappresentare l'imenio del fungo ma non mi è stato possibile rintracciare dei basidi e tanto meno delle basidiospore. Queste fruttificazioni si formano infatti su altre produzioni miceliche, assai diverse per aspetto e struttura.

Su agar farina di mais, su agar infuso di aglio e su altri terreni naturali e sintetici, ben forniti di idrati di carbonio, lo sviluppo vegetativo è molto vigoroso mentre la produzione degli sclerozi è relativamente scarsa. Così, nell'agar infuso di aglio gli sclerozi talora non si formano affatto, oppure se ne formano pochi, riuniti in alcuni gruppi, sparsi in tutta la superficie della coltura.

Il micelio aereo non è uniformemente distribuito. In certi punti è molto denso e dà luogo a fiocchi di ife sterili più candidi, i quali hanno una certa rassomiglianza con quelli che portano le ife basidiofore, che compaiono in seguito, nelle colture di una certa età. Su agar infuso di cipolla e su agar infuso di mais queste formazioni miceliari sono bene evidenti fin dai primi giorni di sviluppo delle colonie.

All'inizio, le colonie di questo *Sclerotium* hanno generalmente le ife rasenti e raggianti dal centro, ma poi il micelio si eleva subito dalla superficie del substrato, sviluppando pennelli di ife divergenti a ventaglio, i quali usualmente si confondono insieme e formano un micelio aereo bianchissimo, abbondante, leggermente zonato o cosparso da grossi fiocchi più densi, disposti per lo più concentricamente.

Nell'agar infuso di cipolla la vegetazione a cordoni del micelio e la formazione di densi fiocchi di micelio aereo a zone concentriche, è più evidente che in ogni altro terreno; nell'infuso di aglio fortemente agarizzato (3%), la vegetazione a ventaglio si osserva molto chiaramente: la coltura appare a zone sinuose e risulta costituita da uno o più cerchi bianchi aventi il loro vertice nel centro, nel punto iniziale dello sviluppo della colonia (Tav. VIII, fig. 1).

Le ife di questo *Sclerotium* non si riuniscono mai in grandi cordoni; negli steli di *Aster Chinensis* ho riscontrato dei fasci nivei al disopra della corteccia alterata, ma osservati attentamente tali fasci non erano poi che dei pennelli di ife, disposti l'uno di seguito all'altro.

Le ife sono per lo più riunite in piccoli fasci formatisi in seguito alla ramificazione di una sola ifa, la quale presso un setto emette una ramificazione laterale mentre dalla parte opposta compare la tipica unione a fibbia o l'uncino degenerato in un brevissimo ramo micelico. La ramificazione che si origina tende a svilupparsi paralle-

lamente all'ifa materna o ad avvolgersi su questa; raramente segue una direzione nettamente divergente (Fig. 2).

Nell'agar semplice questo tipo di ramificazione è molto frequente, ma al posto della unione a fibbia spesso si osserva l'uncino trasformato in un'ifa più o meno contorta di 20-50 μ di lunghezza, la quale non si anastomizza con la cellula seguente a quella da cui deriva (Fig. 2 e 3).

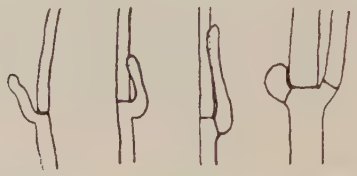


Fig. 3. — Ramificazioni e unioni a fibbia delle ife di *S. A.* su agar infuso di patata glucosato al 0,125 %.

Nei terreni ordinari le unioni a fibbia normali sono più frequenti; ma, per quanto meno numerosi e meno sviluppati, gli uncini degeneri sono presenti in numero discreto; in questo basidiomicete deve essere quindi molto frequente l'aborto dell'atto sessuale.

Il diametro che presentano le ife non è tanto variabile: esso oscilla fra un minimo di 2,5 μ e un massimo di 5 μ nell'agar semplice; nell'agar patata glucosato all'1% e in altri terreni ordinari, arriva a misurare anche 7,5 μ.

Sclerotium P. — Il micelio, in confronto a quello di *S. A.*, ha un aspetto e una vegetazione del tutto diversa. Esso non è mai fioccoso e candido; nei terreni usuali è leggermente grigiastro e sericeo, perchè lasso e costituito da ife lunghe e diritte, in gran parte cordonate.

Nelle colonie giovani il micelio è generalmente sommerso e rasente al substrato; esso irradia dal centro verso la periferia con cordoni divergenti più o meno grandi e numerosi e con fasci secondari i quali formano un reticolo a spazi, che, per quanto molto irregolari, tendono alla forma romboedrica o trapezoidale; così infatti

si osserva spesso su agar infuso di cipolla, su agar farina di avena e su agar farina di mais (Tav. VI, fig. 2; Tav. XIV, fig. 2).

Fig. 4. — Sviluppo fascicolato del micelio di *S. P.* su la parete del matracio con agar infuso di patata glucosato al 3 %. ($^3/_8$ grand. nat.).

Generalmente il micelio aereo è assente o molto scarso; anche nei terreni ben provvisti di principi nutritivi è lasso e deriva sempre dalla divergenza delle ife dei fasci secondari che si sollevano dalla superficie del substrato. Nei terreni ricchi e in ambienti culturali adatti il micelio

aereo si sviluppa piuttosto abbondantemente, formando un denso strato lanuginoso e bianco, ma senza i fiocchi più dènsi e candidi che compaiono invece nelle colture di *S. A.*

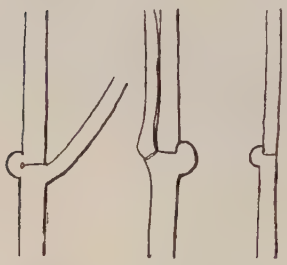


Fig. 5. — Ramificazioni e unioni a fibbia delle ife di *S. P.* su agar semplice dopo un mese a 27° C.

Le caratteristiche vegetative di questo *Sclerotium* sono molto appariscenti nell' agar infuso di aglio agarizzato al 3% (Tav. VIII, fig. 2). In tale substrato si formano grossi cordoni che dal centro irradiano verso la periferia, lasciando spazi di substrato libero che vengono occupati soltanto in seguito da ife libere e da fasci secondari di ife, derivati dai cordoni principali; prima nel mezzo e poi anche nella parte periferica della colonia si elevano dei cordoni che poi si sfioccano in ife le quali spesso si espandono al disotto del coperchio senza formare mai placche dense e spesse come nello *Sclerotium* precedente, ma semplicemente delle aderenze miceliche pruinose e sparse, costituite da fitte e brevi ramificazioni, le quali rassomigliano agli intrecci micelici che portano i rami basidiofori.

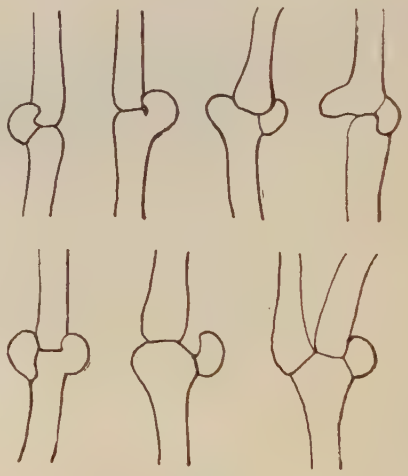


Fig. 6. — Ramificazioni e unioni a fibbia su ife striscianti e articolate di *S. P.* su agar patata glucosato al 0,125 %.

In confronto di *S. A.* le colonie hanno uno sviluppo sempre superiore e un contorno non ondulato, ma più o meno dendritico (Tav. VIII, fig. 2 e Tav. IX fig. 2).

Il diametro medio delle ife è superiore a quello delle

ife di *S.A.* Su agar semplice le dimensioni vanno da un minimo di 2,5 μ a un massimo di 7,5 μ; nei terreni ordinari si arriva e si supera anche i 10 μ; esso è quindi più variabile in questo stipite che in quello precedente. Le ife sono più diritte e meno ramificate. Le unioni a fibbia sono pure frequenti, ma assai diverse; l'uncino è sempre brevissimo, emisferico e rimane tale anche quando l'atto sessuale non avviene, mentre le ife grandi in prossimità del setto sono generalmente rigonfie e spesso disarticolate (Fig. 5 e 6).

b) Sclerozi.

Sono esclusivamente organi di conservazione del micelio; nessun rapporto diretto o indiretto hanno essi con

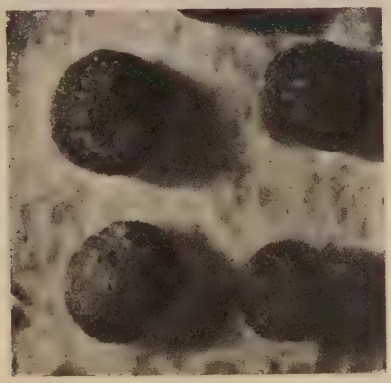


Fig. 7. — Sclerozi di *S. A.* su agar infuso di aglio.

la riproduzione perfetta come l'hanno invece gli sclerozi di *Typhula variabilis* Riess. e di qualche altro basidiomicete. Si formano sempre sul micelio aereo rasente al substrato oppure anche da quello elevato e veramente aerifero; non sono quindi mai immersi, in parte o totalmente, nel terreno di coltura o nei tessuti matricali.

Nei due stipiti gli sclerozi sono totalmente distinti nello sviluppo, nel numero ed anche nella forma e talora nel colore.

Sclerotium A. — All' inizio appaiono come piccole masse di ife miceliche, d'aspetto candido e cotonoso, che in seguito assumono una forma regolare a contorni definiti, mentre si rivestono di uno strato corticale liscio, cremeo, poi giallastro o rossiccio e infine umbrino o fuligineo. A maturità hanno un colore variabile dal fumoso al seppia, ossia, secondo il substrato, il colore dello sclerozio può corrispondere a tutte le gradazioni della categoria dei colori che va dal fumoso all'avellaneo e da questo all'isabellino, al castaneo e al fuligineo.

Nei terreni poveri sono piccoli e regolari nella forma, mentre in quelli ricchi di principi nutritivi sono relativamente grandi, irregolari e per lo più agglomerati. Nell'agar semplice sono sferici e raramente arrivano a misurare 1 mm. di diametro; nell'agar infuso di patata le dimensioni già oscillano intorno a 1 mm.; basta aggiungere a questo terreno 0,50% di glucosio per avere gli sclerozi di 1-1,5 mm. di diametro, agglomerati e di forma non tanto regolarmente sferica.

Tali caratteri si possono poi accentuare con una maggiore dose di carboidrato.

Coltivando il fungo su agar semplice, su agar infuso di patata diluito, su agar infuso di patata ordinario e con diverse concentrazioni di glucosio, variabili da 0 a 10%, il diametro degli sclerozi aumenta gradualmente; questo fatto risulta chiaro dall' osservazione della tabella I, nella quale sono riportati i diametri massimi, minimi e medi degli sclerozi semplici e normali ottenuti dalla misurazione di quelli che si sono sviluppati nelle colture su i substrati menzionati in piastre di 11 cm. di diametro.

Tabella I.

Influenza della concentrazione del glucosio nel substrato su la grandezza degli sclerozi di *S. A.*

(Colture di un mese a 27°-28° C.).

Substrato	Diametro degli sclerozi in μ.		
	massimo	minimo	medio
Agar semplice . . .	1095	895	895
½ infuso pat. . . .	1200	640	1000
Infuso pat.	1190	640	1000
» » + 0,125% gl.	1250	640	1040
» » + 0,25 » »	1200	800	1040
» » + 0,5 » »	1545	865	1165
» » + 1 » »	1690	880	1280
» » + 2 » »	2000	1.00	1580
» » + 3 » »	2000	1040	1600
» » + 4 » »	2050	1040	1650
» » + 5 » »	2400	1200	1740
» » + 6 » »	2700	1280	1780
» » + 7 » »	2800	1190	1840
» » + 8 » »	3000	1280	1920
» » + 9 » »	2580	1060	1900
» » + 10 » »	2500	1200	1900

La ricchezza del terreno nutrivo influisce quindi sensibilmente su le dimensioni degli sclerozi; esse oscillano generalmente da un minimo di 0,5 mm. a un massimo di 3 mm. e più; nel medesimo substrato e nella medesima coltura si possono avere delle dimensioni variabili da ½ a 1,6 mm. e da 1 a 3 mm.

Con l'aumento della concentrazione dei principi nutrivi aumenta la grandezza, ma non il numero degli sclerozi, che è massimo nelle concentrazioni medie dei sub-

strati ordinari e minimo in quelle molto basse e molto alte. La tabella II e il grafico della fig. 8 dimostrano che le concentrazioni ottime di glucosio per lo sviluppo degli sclerozi su agar patata glucosato si ha fra l'1 e il 5%.

Tabella II.

Influenza della concentrazione del glucosio nel substrato sul numero degli sclerozi di *S. A.*

(Colture di un mese a 27°-28° C.).

Concentrazione del substrato	Numero di sclerozi	
	per piastra	per cm.²
Agar semplice.	18	0,19
½ infuso pat.	71	0,75
Infuso pat.	135	1,42
» » + 0,125 % gl. . . .	148	1,55
» » + 0,25 » »	160	1,68
» » + 0,50 » »	169	1,77
» » + 1 » »	285	3,—
» » + 2 » »	305	3,22
» » + 3 » »	400	4,21
» » + 4 » »	478	5,—
» » + 5 » »	286	3,—
» » + 6 » »	230	2,42
» » + 7 » »	206	2,16
» » + 8 » »	190	2,—
» » + 9 » »	177	1,86
» » + 10 » »	174	1,83

Su la superficie della coltura gli sclerozi non sono mai sparsi regolarmente. Si formano sempre in maggior numero verso la periferia, dopo l'arresto dello sviluppo

della colonia, per esaurimento del substrato; nella parte centrale ordinariamente non compaiono, eccetto in qualche caso speciale, come su i terreni ricchi e squilibrati, nei quali lo sviluppo del micelio aereo, in questa zona della coltura, è più denso e abbondante.

La superficie di questi sclerozi è regolare se i terreni sui quali si sviluppano sono piuttosto poveri; nei terreni ricchi presentano delle piccolissime alveolature le quali non mancano nemmeno negli stipiti di *S. Rolfsii* coltivati nel medesimo substrato, provenienti dagli Stati Uniti d'America.

Una particolarità molto interessante di questo *Sclerotium* è data dal liquido di trasudazione che si raccoglie in una o più gocce alla superficie dello sclerozio. Tali gocce sono sempre più o meno colorate e non lasciano una netta macchia scura in corrispondenza della loro aderenza alla superficie dello sclerozio, come qualche altro *Sclerotium* di cui ci occuperemo in seguito. Quando gli sclerozi sono densamente aggruppati la goccia diventa voluminosa e tinge anche il micelio sottostante.

La struttura dello sclerozio è parenchimatica. In quelli non ancora ben maturi lo strato più esterno risulta costituito di cellule globose di 10-18 μ di diametro, le quali lasciano fra di loro dei piccoli spazi; in quelli maturi invece gli elementi cellulari diventano poliedrici e gli spazi scompaiono. La parte centrale ha una struttura lacunosa con cellule allungate e di forma varia e spazi intercellulari piuttosto grandi. Lo strato periferico colorato risulta costituito da una o due assise di cellule non diverse dalle altre sottostanti.

In condizioni opportune gli sclerozi germinano, emettendo da ogni lato ife miceliche che, dopo aver attraversato gli strati corticali, si estendono radialmente sulla superficie del substrato. Per germinare hanno bisogno di trovarsi in ambiente non eccessivamente umido: quando sono immersi in una goccia d'acqua o nel substrato non

germinano oppure germinano soltanto dalla parte libera, se non tutta la superficie dello sclerozio è bagnata o rico-

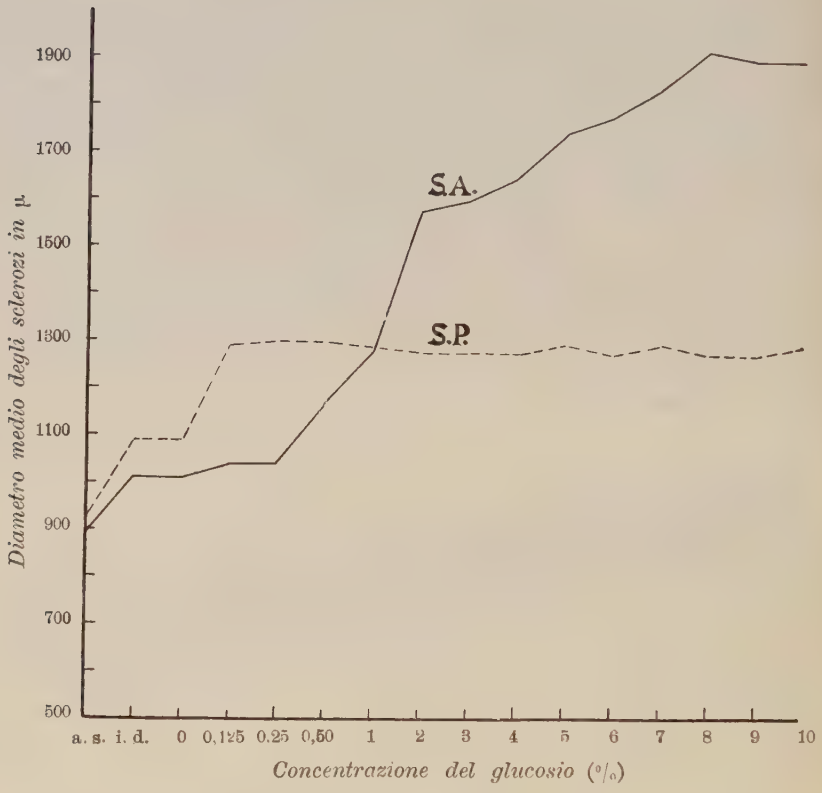


Fig. 8. — Grafico delle dimensioni medie degli sclerozi di *S. A.* e di *S. P.* dopo un mese a 27° C. su piastre con: agar semplice (a. s.), agar infuso di patata diluito a metà (i. d.), agar infuso di patata senza (o.) o con glucosio in proporzione variante da 0.125 a 10 %.

perta dal terreno nutritivo. Questo però non è un carattere esclusivo degli sclerozi di *S. A.*; anche quelli di *S. P.* e di altri stipiti si comportano nella medesima maniera.

Tabella III.

Grandezza degli sclerozi dei due stipiti nelle colture in piastra dopo 50 giorni a 20°-26° C.

Substrato	Diametro (in μ.) degli sclerozi di *S. A.*			Diametro (in μ.) degli sclerozi in *S. P.*		
	massimo	minimo	medio	massimo	minimo	medio
N.° 3	1440	880	1040	1600	960	1200
» 4	1600	1040	1280	1720	1040	1350
» 5	1500	800	1280	1440	980	1200
» 6	1920	640	1440	1440	960	1200
» 8	1200	720	1000	1520	1100	1300
» 9	1760	720	1200	1680	1000	1400
» 10	2000	640	1200	1440	1100	1280

Sclerotium P. — Come per il micelio anche per gli sclerozi esistono differenze nette fra questo e l'altro stipite; in certi substrati si rassomigliano nella forma, nelle dimensioni e nel colore, ma nella gran parte dei terreni essi sono del tutto distinti. Le principali caratteristiche di questi sclerozi in confronto a quelle di *S.A.*, sono:

a) uniformità di dimensioni e di forma nelle diverse condizioni culturali;

b) colorazione tendente al rossastro;

c) distribuzione regolare su la superficie del terreno di coltura;

d) ampio periodo di formazione;

e) aumento di numero con la ricchezza del substrato.

Da un terreno povero ad uno ricco non si osserva alcuna sensibile variazione nelle dimensioni e nella forma degli sclerozi, mentre in *S. A.* tale variazione è molto sensibile tanto che in qualche caso da un minimo di 0,4 mm. si può arrivare a un massimo di diametro di 5 mm. Nell'agar infuso di cipolla le dimensioni degli

sclerozi di *S. A.* e di *S. P.* sono pressochè uguali (Tav. I) e così pure nell'agar infuso di patata e in altri infusi simili non concentrati, ma se a questi terreni vengono

Tabella IV.

Influenza della concentrazione del glucosio su la grandezza degli sclerozi di *S. P.*

(Colture di un mese a 27°-28° C.).

Substrato	Diametro degli sclerozi in μ.		
	massimo	minimo	medio
Agar semplice.	1030	820	930
½ infuso pat.	1200	940	1090
Infuso pat.	1240	940	1090
» » + 0,125 % gl.	1520	975	1280
» » + 0,25 » » .	1520	1020	1300
» » + 0,50 » » .	1500	1040	1300
» » + 1 » » .	1680	990	1290
» » + 2 » » .	1600	1000	1280
» » + 3 » » .	1600	960	1280
» » + 4 » » .	1570	960	1280
» » + 5 » » .	1600	995	1300
» » + 6 » » .	1520	960	1280
» » + 7 » » .	1600	1080	1300
» » + 8 » » .	1560	960	1280
» » + 9 » » .	1560	990	1280
» » + 10 » » .	1680	970	1300

aggiunti dei carboidrati, le dimensioni degli sclerozi di S. A. — come abbiamo visto — aumentano sensibilmente, mentre quelle di *S. P.* si mantengono costanti (Tabella IV); però in questo ultimo stipite gli sclerozi generalmente aumentano di numero e conservano la me-

desima forma regolarmente sferica, all'opposto del primo, ove questi corpi tendono a diminuire, ad aggregarsi e ad assumere forme molto irregolari.

Tabella V.

Influenza della concentrazione del glucosio nel substrato sul numero degli sclerozi di *S. P.*

(Colture di un mese a 27°-28° C.).

Substrato	Numero di sclerozi	
	per piastra	per cm.²
Agar semplice.	28	0,29
½ infuso pat.	74	0,78
Infuso pat.	139	1,46
» » + 0,125 % gluc. . .	144	1,51
» » + 0,25 » » . .	213	2,24
» » + 0,50 » » . .	400	4,21
» » + 1 » » . .	520	5,47
» » + 2 » » . .	1000	10,52
» » + 3 » » . .	1088	11,45
» » + 4 » » . .	1090	11.57
» » + 5 » » . .	1106	11,64
» » + 6 » » . .	1172	12,33
» » + 7 » » . .	1303	13,71
» » + 8 » » . .	1440	15,14
» » + 9 » » . .	1465	15,42
» » + 10 » » . .	1520	16,—

Le tabelle IV e V, i cui dati sono stati ottenuti nelle stesse condizioni di quelli relativi a *S.A.* (Tabelle I e II), dimostrano che la concentrazione dei principi nutritivi ha una influenza del tutto diversa nei due stipiti. Con la ricchezza del terreno aumenta in *S.P.* il numero degli

sclerozi e in *S. A.* le dimensioni di questi; ma non è detto che nel secondo caso si venga a eguagliare la massa complessiva degli sclerozi del primo; la costanza delle

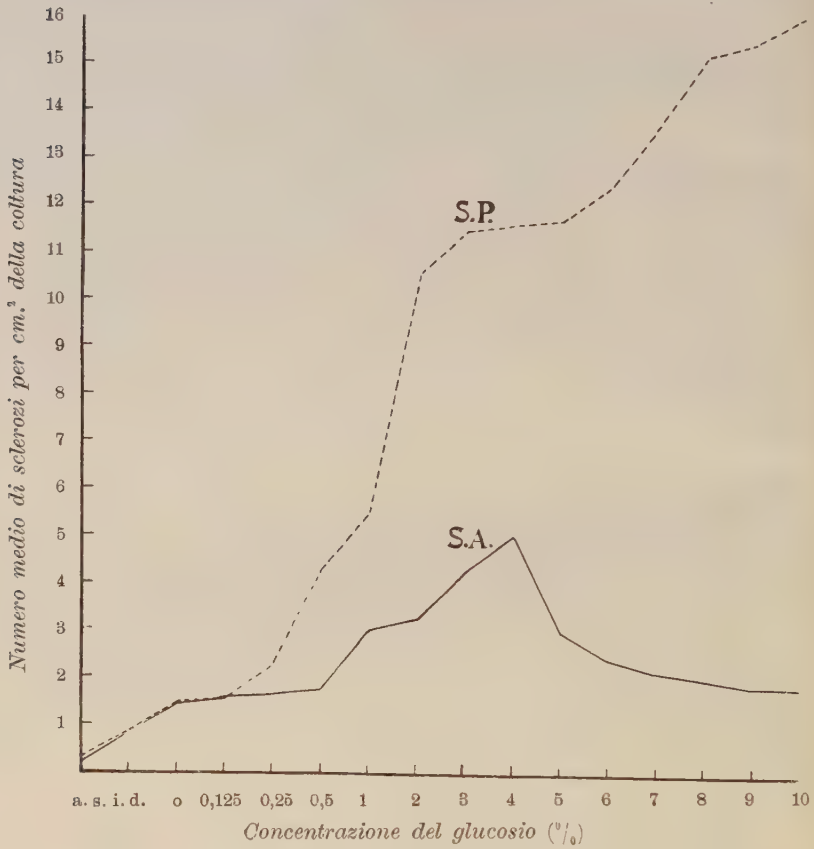


Fig. 9. — Grafico della variazione numerica degli sclerozi di *S. A.* e di *S. P.* dopo un mese a 27° C. in piastre di 11 cm. di diam. con: agar semplice (a. s.), agar infuso di patata diluito a metà (i. d.), agar infuso di patata senza (o) o con glucosio in proporzione variante da 0,125 a 0,10 %.

dimensioni in *S. P.* da un lato e la diminuzione di numero in *S. A.* dall'altro, fanno sì che lo sviluppo sclerogenico sia progressivamente crescente nello stipite della patata e quasi costante o decrescente nello stipite dell'astro.

Le dimensioni degli sclerozi di *S.P.* restano influenzate soltanto dall'umidità dell'aria dell'ambiente in cui si sviluppano. Nei tubi di coltura essi sono sempre più grandi di quelli che si formano sul medesimo substrato nelle scatole Petri e nello stesso tubo quelli più voluminosi si osservano nella parte inferiore mentre nella parte superiore, ove l'agar è quasi asciutto, gli sclerozi hanno le dimensioni minime.

Nel colore gli sclerozi non differiscono nettamente; in questo stipite però la colorazione è sempre più rossastra e quindi anzichè al castaneo e al fuligineo essa tende piuttosto al testaceo o al baio. Le macchie depresse sono generalmente assenti; soltanto in qualche substrato, come nell'agar infuso di aglio, gli sclerozi sono macchiettati (fig. 10), ma in tutti gli altri terreni appaiono quasi sempre con uno strato corticale uniforme, senza macchie e senza punti depressi, anche nelle condizioni colturali favorevoli alle alveolature per *S. A.* e per altri stipiti simili.

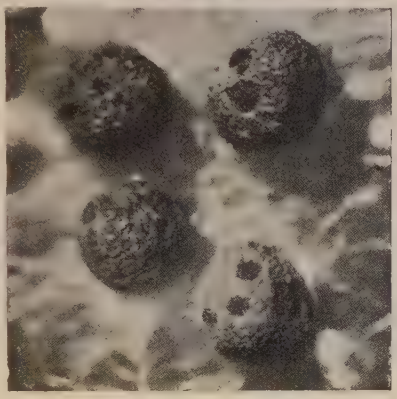


Fig. 10. — Sclerozi di *S. P.* su agar infuso di aglio.

Le gocce del liquido di trasudazione non sono colorate come quelle degli sclerozi di *S. A.;* ma appaiono quasi limpide e numerose attorno a ogni sclerozio (Tav. VI, fig. 2).

Non sono mai aggregati o concrescenti insieme; in generale sono sparsi uniformemente su la superficie della coltura e più regolarmente distribuiti nei terreni ricchi che in quelli poveri.

Nelle colture di confronto con *S. A.,* questo stipite forma molto presto gli sclerozi nel centro della colo-

nia e tale formazione continua in seguito sia nelle zone di ulteriore accrescimento, sia anche molto tempo dopo che l' accrescimento è terminato a causa dell' esaurimento del substrato culturale. Nelle colture vec-

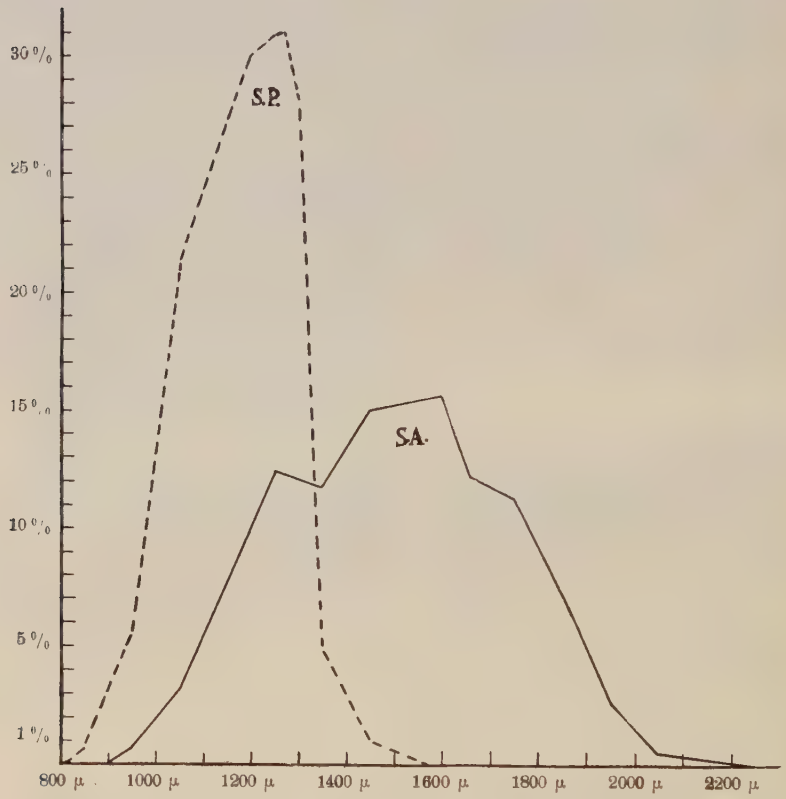


Fig. 11. — Curve delle dimensioni proporzionali degli sclerozi esistenti in una coltura di *S.A.* e in un'altra di *S.P.* su agar infuso di patata glucosato al 3 % in scatola Petri di 11 cm. di diam., dopo 40 giorni a 27° C. Nella verticale le percentuali degli sclerozi e nell'orizzontale il loro diametro.

chie di 3-4 mesi ho osservato anche nuovi sclerozi e credo che la formazione sarebbe continuata ulteriormente se il substrato non fosse completamente disseccato e com-

promessa l'ulteriore manifestazione della vita attiva del fungo.

Il periodo di formazione degli sclerozi è quindi molto ampio; in *S. A.* invece è ristretto. In questo ultimo stipite infatti gli sclerozi iniziano a formarsi quando la colonia è ben sviluppata e dopo un mese generalmente tale attività del fungo è cessata od è molto attenuata.

Questi sclerozi non differiscono dai precedenti nella struttura e nella germinazione, la quale avviene pure per emissione di semplici ife e non di cordoni micelici.

Fig. 12. — Coltura di *S. P.* con stromi nella parte centrale su agar infuso di patata glucosato al 3 % (grand. nat.).

c) Stromi.

Sono corpi di forma non definita, di 0,5-5 mm. di diametro. Talora sono più o meno globosi, talaltra invece cilindrici, clavati o ramificati; isolati e sparsi in una determinata parte della coltura o più frequentemente riuniti in masse irregolari che qualche volta raggiungono un centimetro di diametro. Hanno una colorazione bianco-candida, oppure straminea o leggermente ocracea e una consistenza ceracea piuttosto molle.

Risultano, come gli sclerozi, di un intreccio di ife miceliche, le quali però raramente arrivano a fondersi insieme per costituire un vero pseudoparenchima con uno strato corticale ben differenziato.

Si osservano frequentemente nelle colture di *S. P.* su

substrati forniti di ottime dosi di idrati di carbonio (Tavola VII, *b*). La loro comparsa però non è costante, ma saltuaria: nelle medesime condizioni si possono avere colture senza stromi o con un buon numero di questi corpi, oppure anche con un numero molto scarso.

Sono rarissimi invece in *S. A.* In tutti gli esperimenti fatti si sono sviluppati, in un denso gruppo, soltanto in una piastra con agar infuso di patata glucosato, mantenuta a 12°-15° C.

Gli stromi non hanno alcun rapporto con la fruttificazione basidiofora e sembra che debbano riguardarsi più che come forme normali di vegetazione del fungo, come corpi anormali, molto probabilmente di natura teratologica.

2. — Organi riproduttivi.

(Sporificazione).

Le fruttificazioni perfette di questi due *Sclerotium* sono state ottenute da me in condizioni differentissime di coltura. Nessun'altra forma di sporificazione è stata osservata all'infuori di una speciale produzione di cellule apicali che potrebbe riportarsi a uno stadio conidico non ben differenziato.

Nelle colture, su certi substrati, dall'estremità di alcune ife si staccano corpi unicellulari globosi, i quali misurano 20-10 μ di diametro, aventi il contenuto molto granuloso e la parete sottilissima. Più che veri conidi, tali formazioni sembrano essere delle cellule di involuzione del fungo, poichè non hanno una forma definita come i conidi tipici di qualsiasi stadio imperfetto. Esse compaiono nel periodo di maggiore accrescimento del fungo; in seguito vengono riassorbite tanto che scompaiono presto e difficilmente si osservano dopo che l'accrescimento della colonia si è arrestato.

Nel quadro tassonomico degli ifomiceti questa forma potrebbe riportarsi agli *Hyphoderma* Fr., cioè a degli

ifali che comprendono forme vegetative di alcune specie del genere *Corticium* Pers. [10], nel quale rientrano — come vedremo in seguito — i due *Sclerotium* che sto studiando; ma non mi sembra, nemmeno lontanamente, che essa possa rappresentare una forma conidica, sia pure anormale.

Fig. 13. — Oidalee di *S. P.* su agar infuso di grano glucosato.

Le cellule esogene, che si osservano alla estremità e talora lateralmente alle ife miceliche ordinarie, non possono essere altro che delle *oidalee* (1), cioè delle cellule di degenerazione le quali non hanno alcuna funzione riproduttiva e tanto meno conservativa. Esse sono state osservate da me, non solo nelle colture giovani di questi due *Sclerotium*, ma anche in altri funghi affini, fra cui il *Corticium vagum* B. et C.; e sembrano perciò rappresentare una caratteristica generica del sistema vegetativo di questo gruppo micologico.

Riproduzione perfetta.

Le ricerche finora fatte mi hanno portato ad osservare in questi due *Sclerotium* il solo tipo di sporificazione perfetta, il quale si manifesta in modo differentissimo in ciascuno di essi.

Sclerotium .1. — La fruttificazione basidiofora compare sempre non solo dopo che si è arrestato lo sviluppo del fungo, ma anche dopo un certo tempo, quando il micelio aereo si è abbassato e tutto il vigore vegetativo del

(1) Vedi « Bollettino della R. Staz. Pat. Veget. Roma » ; a. X, n. s., p. 231, 1930

fungo è già scomparso. Nelle piastre conservate alla temperatura ambiente di 20-22° C., dopo circa un mese, compaiono le prime fruttificazioni, sparse senz'ordine nel mezzo della coltura; esse possono svilupparsi alla periferia come verso il centro (Tav. XIII, fig. 1), ma nelle colonie abbinate, eseguite contemporaneamente sulla medesima piastra, le fruttificazioni si formano quasi sempre nella linea d'incontro delle colture dei due stipiti (Tav. XIV). In questo punto si osservano anche le fruttificazioni più abbondanti e le masse più grandi e più dense di ife basidiofore.

Fig. 14. — Basioli di *S. A.* su agar infuso di patata glucosato.

La comparsa di queste fruttificazioni non avviene in una sola volta; più fiocchi di ife basidiofore possono originarsi e seguirsi in periodi diversi su la medesima colonia, ma sempre in punti differenti.

Le ife fruttifere formano pennelli di micelio candido, normali alle ife del micelio rasente al substrato. Talora sono minuti ed hanno una base molto ristretta, spesso ridotta a un punto, come se si originassero da un piccolissimo fascio di ife (Tav. XIII, fig. 1); altre volte invece, specie nelle colture su piastre con lo stipite *S. P.*, appaiono come masse di micelio candido, globose o oblunghe, di 1-1½ cm. di lunghezza, che talora arrivano anche a 2 cm., dell'altezza di 3-6 mm. e anche più. Tali produzioni miceliche risultano di ife molto ramificate e irregolarmente aggrovigliate, restando però sempre lasse, indipendenti, senza mai formare, in qualsiasi condizione, un tessuto imeniale speciale. E infatti, prima di sviluppare i basidi, i pennelli fruttiferi appaiono come fiocchi di ife

lasse, con ampi spazi e con ife periferiche divergenti; in seguito, con lo sviluppo dei basidi, tali masse diventano candide e si presentano più fitte e pruinose. Le ife terminali si ramificano abbondantemente in modo che ciascuna termini con più ramificazioni brevi, le quali portano basidi clavati della lunghezza di 10-15 μ e della larghezza di 4-6 μ; soltanto alcuni di questi arrivano a maturare e a differenziare le basidiospore. I basidi hanno all'estremità due o quattro sterigmi, molto aguzzi, della lunghezza di 4-5 μ; all'estremità di questi basidi si evolvono le basidiospore, le quali sono piriformi con la parte basale aguzza e spesso curva (fig. 14); la loro parete è sempre ialina e sottile e il contenuto finemente granuloso.

Lo stadio perfetto di questo *Sclerotium* si osserva facilmente in quasi tutte le colture fatte su agar nutritivi naturali e sintetici, discretamente forniti di principi nutritivi. L'ho infatti ottenuto con una certa frequenza su tutti i terreni elencati all' inizio, eccetto nell' agar semplice, nell'agar infuso di aglio e in diversi agar sintetici.

Le fruttificazioni non resistono a lungo; dopo qualche giorno incominciano ad abbassarsi, a ricoprirsi di alcune gocce di liquido trasparente fino a scomparire gradualmente per autolisi; in seguito compaiono però in altri punti della colonia altri fiocchi micelici i quali vengono a costituire nuovi apparati sporiferi. Questa successiva formazione della fruttificazione perfetta si può protrarre ancora per qualche mese, fin tanto che il substrato della coltura non sia completamente disseccato.

Sclerotium P. — Molto diversa è la sporificazione dello stipite isolato dalla patata. Le ife basidiofore compaiono generalmente dopo quelle di *S.A.* Nelle medesime piastre di coltura nelle quali i due stipiti vengono coltivati alla temperatura ambiente di 18-20° C., le prime fruttificazioni di *S.P.* si osservano per lo più dopo 15-20 giorni dallo sviluppo dei fiocchi sporiferi di *S.A.*; esse inoltre

sono meno frequenti e non si formano nella linea d'incontro dei due stipiti, ma nel mezzo della coltura e di

Fig. 15. — Imenio (*a*) di *S. P.* su la parete del tubo con carota glicerinata dopo tre mesi (gr. nat.).

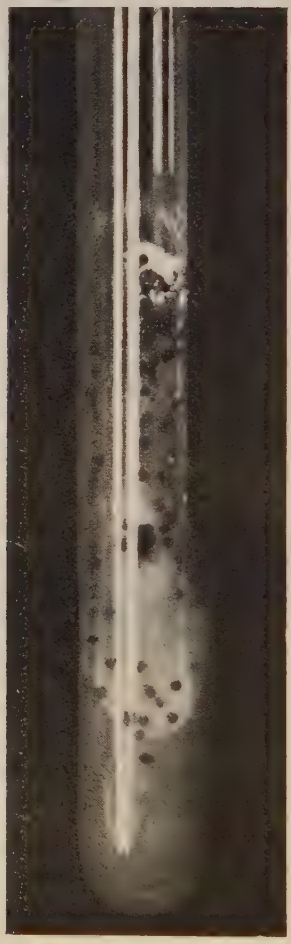


Fig. 16. — Imenio di *S. P.* nella parte superiore d'una coltura su agar infuso di patata glucosato, dopo due mesi (gr. nat.).

frequente sulla parete verticale della scatola, direttamente contro il vetro. Anche nei tubi di coltura la sporificazione si osserva per lo più contro la parete del vetro

sprovvista di substrato, oppure nella parte superiore della colonia, ove il substrato è sottilissimo e disseccato (fig. 14 e 15). Qualche volta si osserva pure sopra uno o più sclerozi aggregati senza avere alcuna relazione di origine con questi, ma semplicemente per trovarsi sopra superfici asciutte. E forse è l'umidità della coltura che fa ritardare lo sviluppo dell'imenio in confronto di quello di *S. A.*, che non ha bisogno, per svilupparsi, di una simile condizione, poichè la fruttificazione è aerea e molto rilevata dalla superficie del substrato. L'umidità è contraria alla fruttificazione basidiofora; questa ha bisogno di svilupparsi su superfici tali che abbiano appena quell'umidità sufficiente acciocchè le ife basidiofore possano evolversi. Infatti se l'imenio viene bagnato con acqua esso si dissolve e sparisce molto tempo prima, mentre in ambiente asciutto può resistere a lungo.

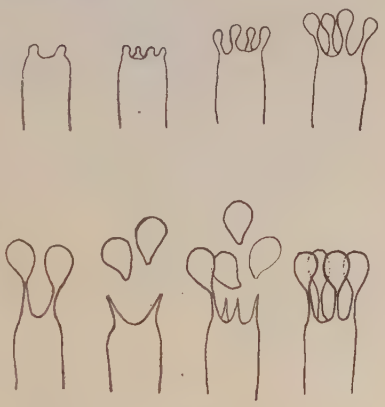


Fig. 17. — Basidi di *S. P.* su agar infuso di patata glucosato.

Una netta differenza è poi data se non dai basidi e dalle basidiospore dei due *Sclerotium*, dall'insieme delle ife basidiofore, le quali, mentre in *S. A.* sono libere, lunghe e formanti dei fiocchi elevati, in *S. P.* invece sono brevi e dense e tali da costituire nel loro insieme delle placche o croste dello spessore di 50-250 μ, a contorno irregolare e indefinito, che possono misurare qualche millimetro di diametro oppure anche 10-15 mm. e anche più.

Queste fruttificazioni hanno l'aspetto di veri imeni di *Corticium* e risultano sempre dallo sviluppo contiguo di più placche semplici di 0,5-1 mm. di diametro, corrispondenti ciascuna a un corimbo di basidi; per questa

ragione l'imenio si presenta come una incrostazione a superficie leggermente ondulata, come se risultasse costituita da tanti dischetti appena convessi.

La formazione delle placche imeniali dense non è però sempre costante in tutte le condizioni colturali. Alla temperatura ambiente di 27-28° C. su terreni piuttosto poveri, come nell'agar infuso di patata diluito, dopo soli 10-12 giorni compaiono minuti corpiccioli di 0,2-0,5 mm. di diametro, sparsi o aggregati e tali da formare una

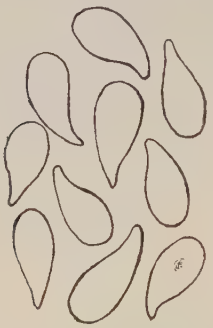


Fig. 18. — Basidiospore di *S. A.* molto ingrandite.

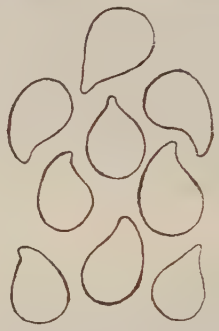


Fig. 19. — Basidiospore di *S. P.* molto ingrandite.

pruina bianca al disopra del substrato. Tali corpi non sono altro che glomeruli di basidi, derivati ciascuno generalmente da una sola ifa, i quali, considerati indipendentemente, sono sempre più densi di quelli che si formano nelle ife basidiofore di *S. A.* Le placche imeniali risultano dall'insieme di questi glomeruli, che, in certe condizioni culturali, si possono pure formare separatamente.

Anche le fruttificazioni basidiofore di *S. P.* si dissolvono, però il periodo di tempo in cui esse possono restare vegete è molto superiore a quello di *S. A.* L'imenio è bianco oppure appena alutaceo, ed è costituito quasi interamente dallo strato basidioforo. Questo strato si presenta come un reticolo fittissimo di rami micelici

molto brevi, i quali terminano superiormente con più basidi clavati, spesso un po' più grossi di quelli di *S. A.* Sotto ci sono alcune ife a portamento orizzontale molto lasse, e poi le altre pure orizzontali, ma formanti un leggero velo.

In confronto all'altro *Sclerotium*, i basidi di *S. P.* hanno pure 2-4 sterigmi, ma questi sono leggermente più brevi, mentre le basidiospore sono un po' differenti per la forma e le dimensioni. Osservate attentamente, tali spore sono più tozze e meno lunghe e sarebbero globose e quasi sferiche se non vi fosse il prolungamento del punto di attacco, che forma una specie di apiculatura nella parte inferiore.

3. — Caratteristiche fisiologiche.

Le indagini finora fatte sulla fisiologia dei due funghi sono state limitate ad alcune osservazioni su la variazione, su l'antagonismo culturale e su la temperatura e altri fattori dell'ambiente influenti su l'accrescimento delle colonie e su lo sviluppo degli sclerozi e delle fruttificazioni.

a) Variazioni.

Nelle numerose colture che da vari mesi vado facendo di questi due *Sclerotium,* non ho mai osservato una degradazione nello sviluppo vegetativo e nella produzione degli sclerozi, per quanto essi venissero trapiantati tanto in terreni molto ricchi come in quelli molto poveri di principi nutritivi.

Le variazioni settoriali sono piuttosto rare e compaiono quasi esclusivamente in *S.A.* Le colture di questo stipite su terreni molto ricchi di glucosio, formano colonie con micelio aereo abbondante e denso, le quali spesso presentano settori di variazione aventi il micelio aereo più lasso e meno alto. Gli sclerozi che si formano in

questi settori e dalle colonie che si ottengono dal loro trapianto, sono sempre più piccoli e più regolari di quelli dello stipite originario.

Tabella VI.

Grandezza degli sclerozi di *S. A.* e di un suo stipite di variazione su agar infuso di patata glucosato al 10 % in piastre dopo un mese a 27°-28° C.

Stipite	Diametro degli sclerozi in μ.		
	massimo	minimo	medio
Originario	2080	1200	1700
Variante	1600	960	1280

Nella tabella VI, sono riportate le dimensioni degli sclerozi di *S.A.* e di quelli di un suo stipite di variazione settoriale in piastre su agar infuso di patata fortemente glucosato (10%). Dai dati riportati risulta evidentissima la netta differenza delle dimensioni di questi organi di conservazione; il diametro massimo e medio dello stipite di variazione viene quasi a corrispondere esattamente al diametro medio e minimo dello stipite originario.

Oltre che nei terreni ricchissimi, *S.A.* mostra facilmente i settori anche nelle colture su terreni molto poveri di principi nutritivi, mentre nei terreni ordinari le colonie permangono per lo più uniformi e invariate. Questa osservazione è stata già fatta da me in altre specie fungine [5] e credo che costituisca una regola generale non solo per i funghi ma per tutti i microorganismi in variazione coltivati nei terreni artificiali.

Al di sopra come al disotto di una data concentrazione dei principi nutritivi, l'equilibrio fra le forme, che nel loro insieme costituiscono una entità specifica, si rompe e queste si separano forse per una speciale tendenza della specie a ricercare la forma più adatta allo sviluppo nelle anormali condizioni culturali in cui essa viene a trovarsi.

*
* *

In *S.P.* le variazioni settoriali sono molto rare. In tutte le colture finora fatte nelle condizioni ambientali le più diverse, ho osservato soltanto qualche settore con micelio aereo un po' più denso dell'ordinario, il quale, trapiantato separatamente, non sempre si differenziava bene dalla coltura originaria.

Questo stipite in confronto dell'altro è molto stabile; in esso sono anche molto meno sensibili le fluttuazioni dei caratteri dovute a condizioni fisiche e chimiche dell'ambiente. Le dimensioni e la forma degli sclerozi rimangono pressochè costanti nelle differenti concentrazioni di principi nutritivi, mentre in *S. A.*, come abbiamo visto, queste sono variabilissime.

b) Antagonismo culturale.

I due *Sclerotium* quando vengono coltivati su le medesime piastre manifestano un marcato antagonismo. Non appena le ife periferiche delle due colonie sono vicine, l'accrescimento rallenta da ambo le parti, ma nello *S. P.* la vegetazione diminuisce sensibilmente, e soltanto il micelio sommerso e quello rasente al substrato arriva a contatto delle ife della colonia di *S.A.* Quest'ultimo non sopravanza al disopra di *S.P.*, ma non mostra alcuna diminuita attività vegetativa; anzi, nella linea d'incontro cerca reagire, producendo un maggior numero di sclerozi e nelle colture sufficientemente vecchie, anche le fruttificazioni perfette. Al contrario, *S. P.* non manifesta alcuna reazione: per una zona di alcuni millimetri, che talora arriva anche a un centimetro, non si forma micelio aereo, nè sclerozi e tanto meno le fruttificazioni perfette. *S. A.* inibisce per una certa zona a *S. P.* di vegetare normalmente o di reagire con una maggiore

attività vegetativa e fruttifera come l'altro stipite di fronte.

Più che a una azione inibitoria di *S. A.* si potrebbe pensare anche a una speciale sensibilità di *S. P.* di voler evitare l'ostacolo; in questo caso essa non sarebbe tanto diversa da quella presentata dai corpi fruttiferi di alcuni basidiomiceti superiori, i quali, incontrando nel loro accrescimento un ostacolo qualsiasi, prima ancora di venire a contatto con esso rallentano e poi arrestano lo sviluppo a qualche millimetro di distanza attorno a questo. Ma debbo escludere una simile ipotesi per tornare ad ammettere l'azione inibitoria di *S. A.* su *S. P.*, sopratutto perchè questo antagonismo è più manifesto in certi terreni e particolarmente in quelli sufficientemente ricchi, favorevoli a un vigoroso sviluppo di *S. A.*; così, su agar semplice, su agar infuso di farina di mais, esso è debole, mentre è forte su agar patata glucosato e su agar farina di avena.

Sembra che l'antagonismo sia in rapporto diretto con lo sviluppo del micelio aereo, poichè esso è tanto maggiore quanto più grande è lo sviluppo di questo nello stipite *S. A.*, e che la sua azione cessi dopo che lo sviluppo vegetativo della colonia si sia arrestato e che il micelio aereo si sia abbassato. Dopo un certo tempo infatti, nella zona inibita della coltura di *S. P.* si formano spesso gli sclerozi e le fruttificazioni basidiofore.

L'antagonismo nelle colture dei funghi non è, come a tutta prima potrebbe sembrare, una particolarità di secondaria importanza, poichè esso è il risultato o meglio la manifestazione di proprietà chimiche e biologiche diverse possedute da due o più specie coltivate nel medesimo ambiente.

Il Porter [15] che ha sperimentato l'antagonismo su molte specie di funghi ha trovato sempre una manifestazione netta fra specie differenti e conclude, che tale fenomeno può utilmente servire nella tassonomia micologica per il differenziamento delle specie. Stando quindi

a questo autore, *S. A.* e *S. P.* non possono rappresentare gli stipiti di un'unica specie, ma le colture di due specie differenti.

Gli studi su le variazioni hanno dimostrato recentemente che un certo antagonismo può osservarsi anche fra stipiti derivati da una sola spora di una determinata specie. Ma se non possiamo generalizzare quanto il Porter ha esposto e ritenere che sia sufficiente l'antagonismo a differenziare le specie, non possiamo però escludere del tutto una tale possibilità, fin tanto che non saremo in grado di affermare che la spora che ha dato luogo ai due stipiti appartenga a un organismo omozigote. Potrebbe darsi che essa rappresenti il prodotto di un eterozigote e in tal caso gli stipiti a caratteri antagonistici non derivano da una specie pura e non possono quindi riportarsi agli aspetti culturali di un'unica entità specifica, di un unico protoplasma e in fondo di un unico gene.

*
* *

L'antagonismo fra questi due *Sclerotium* credo che dipenda dal differente modo di vegetare dei due funghi. In *S. A.* il micelio è più denso, mentre in *S. P.* esso è più rado e perciò ogni ifa di quest'ultimo ha da sostenere l'influenza di un gruppo di ife di *S. A.;* e in un simile caso non può che subire. Per questa ragione forse *S. A.* sopravince sempre non solo su *S. P.*, ma anche su altri *Sclerotium* i quali vegetano con micelio rado e rasente, mentre non agisce su quelli i quali sviluppano un denso feltro micelico. Così contro uno *Sclerotium* (*S. N.*) isolato da Nakata nel Giappone, non manifesta e non subisce alcuna azione inibitoria (Tav. X, fig. 2 *b*).

Su questo fenomeno vi influiscono favorevolmente la temperatura e tutte quelle condizioni colturali che possono esaltare l'attività vegetativa di *S. A.* e non nella medesima misura quella di *S. P.*

c) Influenza della temperatura.

I due *Sclerotium* manifestano uno sviluppo e una resistenza diversa alla temperatura.

Le curve termiche dello sviluppo dei due funghi non sono identiche, ma non mi è stato possibile di avere dei dati precisi dagli esperimenti finora eseguiti per poterle determinare. Fin dalle prime prove mi son trovato di fronte a non lievi difficoltà dipendenti dalla variabilità germinativa degli sclerozi. Non tutti gli sclerozi della medesima coltura e spesso anche della medesima epoca di formazione germinano egualmente: alcuni emettono molto presto le ife miceliche, altri invece ritardano e per questo lo sviluppo delle colonie varia sensibilmente da piastra a piastra fino al punto da non rendere possibile un sicuro dato di riferimento. In seguito cercherò di ripetere le prove, servendomi per inoculo di ife miceliche periferiche di giovani colonie; per ora mi limito a riportare alcune osservazioni fatte col trapianto degli sclerozi su piastre all'agar infuso di patata glucosato all'1% collocate in termostati elettrici a temperatura costante.

S. P. arriva a svilupparsi fino a 37° C.; a tale grado di temperatura gli sclerozi emettono delle ife miceliche, le quali, dopo 5 giorni, formano una piccola colonia di qualche millimetro di diametro. A 36° C., dopo pure 5 giorni, il diametro della colonia è in media di 9 mm., mentre a tale temperatura *S. A.* non manifesta alcuna attività vegetativa. Quest'ultimo si sviluppa appena a 35° C. e a 34° C., dopo 5 giorni, può avere una colonia di soli 5 mm. di diametro.

I dati precedenti dimostrano che *S. P.* ha un massimo di temperatura più elevato di *S. A.* e lascerebbe pensare a un minimo di temperatura più alto rispetto all'altro stipite; invece esso si sviluppa anche a temperatura leggermente più bassa per cui i limiti massimi e minimi

sono più distanti in *S. P.* e più vicini in *S. A.* Così a 12° C., dopo 5 giorni, *S. A.* accenna appena a svilupparsi mentre *S. P.* forma già una colonia di 5 mm. di diametro. A 15° C., dopo 5 giorni, la colonia di *S. A.* misura appena 2 mm., mentre quella di *S. P.* 7 mm. Al di sotto di 12° C., *S. P.* si sviluppa ancora, ma non così *S. A.*, il quale, nelle prove fatte, è rimasto sempre senza un accenno di accrescimento di ife miceliche o di emissione di queste dagli sclerozi.

Lo sviluppo migliore dei due *Sclerotium* si osserva intorno ai 30° C. A questa temperatura dopo 5 giorni le colture di *S. A.* misurano 75 mm. di diametro e quelle di *S. P.* 100 mm.

Questi dati sono però molto relativi, poichè ho ottenuto dei risultati discordi da coltura a coltura per le ragioni già dette, per quanto usassi tutte le dovute precauzioni. Per evitare possibili adattamenti gli esperimenti sono stati eseguiti sempre partendo da colture di *S. A.* e di *S. P.* della medesima età, ottenute e conservate nelle medesime condizioni.

A una temperatura non tanto superiore alla massima, gli sclerozi perdono facilmente le proprietà germinative; tanto quelli di *S. A.* come quelli di *S. P.* non germinano più dopo 4-5 giorni che sono restati a 40° C. su un agar culturale.

4. — Confronto con alcuni stipiti di " Sclerotium Rolfsii „ e di " Sclerotium Delphinii „ d'America e d'Asia.

I due *Sclerotium* da me trovati in Italia, sono stati confrontati nelle colture artificiali con i seguenti stipiti stranieri, che per brevità indico nel corso del lavoro con le iniziali degli autori che li isolarono:

S. R. W. - *Sclerotium Rolfsii* isolato da Wolfs nell'Alabama (S. U. A.); ricevuto dal « Centraalbureau voor Schimmelcultures » di Baarn (Olanda).

S. R. S. - *Sclerotium Rolfsii* ricevuto dal Prof. F. L. Stevens dell'Università dell'Illinois (S. U. A.).

S. N. - *Sclerotium* sp., isolato da Nakata nel Giappone e ricevuto dal « Centraalbureau voor Schimmelcultures » di Baarn (Olanda) sotto il nome di *Hypochnus centrifugus* (Lev.) Tul., come era stato determinato dall'autore giapponese.

S. D. W. - *Sclerotium Delphinii* secondo Whetzel, ricevuto dal « Centraalbureau voor Schimmelcultures » di Baarn (Olanda).

S. D. S. - *Sclerotium Delphinii* secondo Stevens, ricevuto dal Prof. F. L. Stevens dell'Università dell'Illinois (S. U. A.).

Nessuno degli *Sclerotium* elencati rassomiglia perfettamente a *S. A.* e a *S. P.*, ma dal confronto di questi con quelli, ho trovato però alcune affinità vegetative, le quali sono di una certa importanza per il raggruppamento dei vari stipiti.

Stando alle dimensioni e alla forma degli sclerozi, *S. P.* dovrebbe essere molto affine a *S. R. W.*, il quale presenta gli sclerozi poco variabili e globosi, sebbene più piccoli e di colore più chiaro; ma, se si segue lo sviluppo dei due funghi fin dall'inizio, si trova che il portamento del micelio è affatto differente e rientra nel tipo di vegetazione di *S. A.* Anche nello stipite di Wolfs infatti si ha la caratteristica vegetazione a pennello, il micelio aereo abbondante, gli sclerozi non uniformemente sparsi, ma lassamente e irregolarmente aggruppati come in *S. A.* Questo *Sclerotium* però ha uno sviluppo più rapido, superiore non solo a *S. A.*, ma anche a *S. P.*

Su agar farina di mais la coltura di *S. R. W.* è molto rassomigliante a quella di *S. A.*; da questo esso differisce per avere il micelio aereo un po' meno abbondante e gli sclerozi a maturità meno scuri e un po' più piccoli. Dal bianco il colore degli sclerozi passa al paglierino e poi all'isabellino fino all'avellaneo cupo, mentre il dia-

metro di tali corpi spesso non arriva nemmeno a un millimetro (Tav. X).

Su agar infuso di patata con o senza piccole quantità di glucosio, *S. R. W.* rassomiglia molto a *S. P.*; come

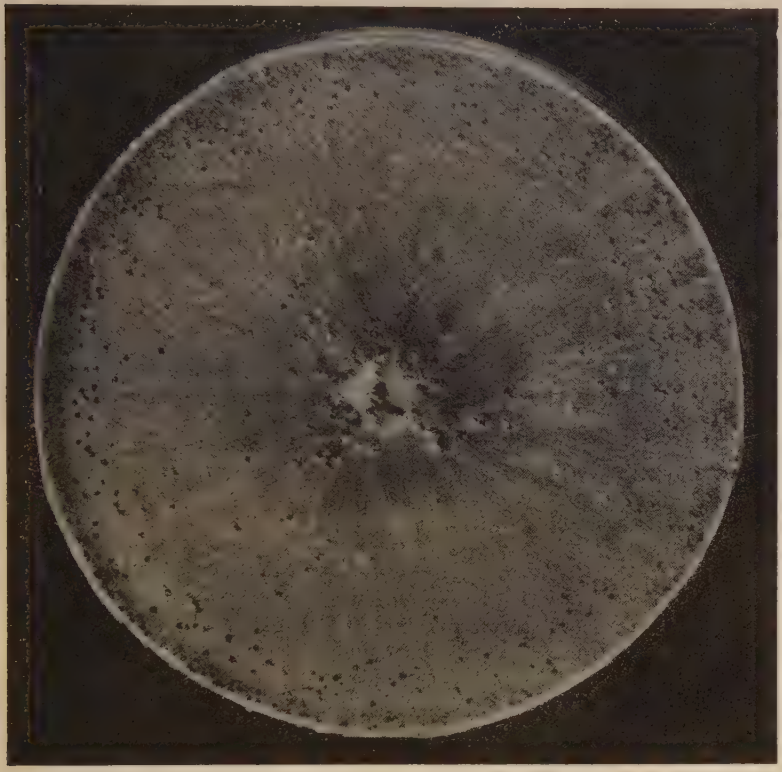


Fig. 20. — Coltura dello stipite di Wolf (S.R.W.) su agar infuso di patata glucosato dopo una settimana (gr. nat.).

questo non forma i candidi fiocchi di ife aeree ma, nel medesimo terreno coll'1% di glucosio, il micelio aereo si sviluppa, sebbene non in quantità eguale a quello che si ha nelle colture di *S. A.*

Su agar carota *S. R. W.* rassomiglia molto a *S. P.*, specialmente nel portamento del micelio e nel numero degli sclerozi; però le dimensioni di questi sono essenzialmente diverse: nel primo misurano in media mm. 0,8 di diametro, nel secondo invece mm. 1,2. Gli sclerozi di *S. R. W.* sono inoltre un po' più allungati e non sono distribuiti regolarmente, ma si presentano sempre più o meno aggregati e talora concresciuti insieme a due a due. In questo terreno, specialmente poi se è fortemente agarizzato (3%), le differenze fra *S. A.* e *S. R. W.* sono più marcate non tanto per il micelio aereo, quanto per gli sclerozi i quali sono in *S. A.* molto più grandi, irregolari e densamente aggregati in pochi gruppi; misurano in media mm. 1,5 di diametro ed hanno un colore fuligineo.

Di fronte a *S. R. W.*, *S. P.* presenta pure una zona di inibizione sclerogenica, però lo stipite di Wolfs non reagisce con una maggiore fruttificazione come *S. A.*; anche esso, ha talora una piccola zona d'inibizione di sviluppo del micelio aereo e degli sclerozi. Fra *S. A.* e *S. R. W.* l'antagonismo è molto lieve e in alcuni substrati quasi nullo.

In complesso *S. R. W.* è più affine a *S. A.* che a *S. P.* e per quanto più vicino al primo è però meno distante di questo dal secondo; per il suo modo di vegetare esso si trova insomma in una posizione intermedia, ma non equidistante, fra *S. A.* e *S. P.*

Più prossimo ancora di *S. R. W.* a *S. A.* è lo *Sclerotium Rolfsii* di Stevens. Anche esso produce il micelio aereo abbondante, la vegetazione a pennelli e centrifuga, la formazione degli sclerozi non regolarmente sparsa, la sensibile variazione di forma e di dimensione degli sclerozi e la poca abbondanza di questi; come *S. A.* forma in media 4 sclerozi per cm.^{2} della superficie delle piastre con agar farina di avena di 11 cm. di diametro, contro 7 sclerozi per cm.^{2} di *S. P.* (Fig. 22).

Tabella VII.

Grandezza degli sclerozi di tre stipiti stranieri su alcuni terreni di coltura in piastre dopo 50 giorni a 20°-26° C.

Substrato	Diametro in μ. degli sclerozi di *S. R. W.*			Diametro in μ. degli sclerozi di *S. N.*			Diametro in μ. degli sclerozi di *S. D. W.*		
	massimo	minimo	medio	massimo	minimo	medio	massimo	minimo	medio
N.° 3	1200	720	880	2560	720	1600	5000	1000	3000
» 5	1120	640	900	1920	800	1440	6000	600	3000
» 7	1280	720	1040	1280	960	1040	3680	1920	3040
» 9	1440	700	1040	1600	1000	1280	5000	1000	2700

Lo stipite giapponese di Nakata ha delle affinità con *S. A.* Su agar patata glucosato all'1% i due *Sclerotium* sviluppano colonie pressochè della medesima grandezza e sclerozi, quasi dello stesso colore grigiastro, aggregati nel mezzo della coltura. Fra i due funghi non esiste inoltre, nei mezzi culturali sperimentati, un manifesto antagonismo. Negli altri caratteri però *S. N.* si differenzia nettamente da *S. A.*; esso non forma mai un micelio aereo fioccoso, ma sempre un denso e fitto feltro bianco cosparso di una lanuggine di ife aeree; gli sclerozi peraltro sono più grossi e distintamente maculati.

La maculatura negli sclerozi di *S. N.* è una delle caratteristiche tipiche di questo stipite. Quando sono giovani gli sclerozi hanno lo strato corticale di colore uniforme. In seguito diventano variegati per la comparsa di piccole macchie nere dovute all'ossidazione di speciali sostanze emesse con le gocce del liquido di essudazione.

Talora anche *S. D. W.* mostra in corrispondenza delle alveolature un colore rosso più intenso, ma in questo caso non c'è tanto distacco di colore e la differente colorazione potrebbe dipendere anche dalla manifestazione più o meno intensa del colore della corteccia dello scle-

rozio per la diversa funzione dell'una e dell'altra parte di questo in riguardo all'emissione del liquido dall'interno.

Gli sclerozi di *S. N.* sono maculati ma non alveolati come quelli di *S. D. W.* e di *S. D. S.;* in tutti i terreni

Fig. 21. — Coltura dello stipite di Nakata su agar infuso di patata glucosato dopo una settimana ($^4/_5$ gr. nat.).

sperimentati non ho mai osservato delle vere alveolature. Questo *Sclerotium* potrebbe rientrare, con *S. A.*, in una unica orbita specifica, ben distinta da quella dei due stipiti di *Sclerotium Delphinii*, i quali hanno una vegetazione del tutto diversa e gli sclerozi molto grossi e distintamente alveolati. *S. A.* e *S. N.* hanno in comune

spesso l'irregolarità nel numero e nelle dimensioni degli sclerozi anormali, i quali generalmente sono grandi e risultano per lo più dal concrescimento e dalla fusione di due o più sclerozi vicini. Questi sclerozi sono assenti o molto rari in *S. P.*, mentre sono spesso numerosi in *S. A.* e in *S. N.* e discretamente presenti in *S. R. W.* In *S. P.* inoltre le dimensioni degli irregolari non sono tanto superiori a quelle degli sclerozi normali delle stesse colture; negli altri tre stipiti riportati nella tabella VIII tali dimensioni invece sono sensibilmente più grandi.

Tabella VIII.

Sclerozi irregolari e doppi su alcuni substrati in scatole Petri alla temperatura di 22°-26° C.

Substrato	Quantità	Dimensioni medie in μ.
	S. A.	
N.° 3	scarsi	1440 × 1200
» 4	scarsi	1600 × 1280
» 5	molti	1600 × 1200
» 7	moltissimi	1360 × 1100
	S. P.	
N.° 3	assenti	—
» 4	scarsi	1800 × 1360
» 5	assenti	—
» 7	scarsissimi	1250 × 1100
» 9	scarsissimi	1600 × 1440
	S. R. W.	
N.° 3	scarsi	1360 × 1200
» 4	scarsi	1440 × 1040
» 7	scarsi	1280 × 800
	S. N.	
N.° 5	molti	2080 × 1920
» 7	moltissimi	1380 × 980
» 9	moltissimi	2080 × 1920

*
* *

Per il portamento del micelio *S. D. W.* si avvicina a *S. P.*, ma non si può nemmeno sostenere un confronto fra i due funghi quando si guarda al vigore vegetativo del micelio dello stipite di Whetzel, il quale fra l'altro forma cordoni grossi e ben appariscenti.

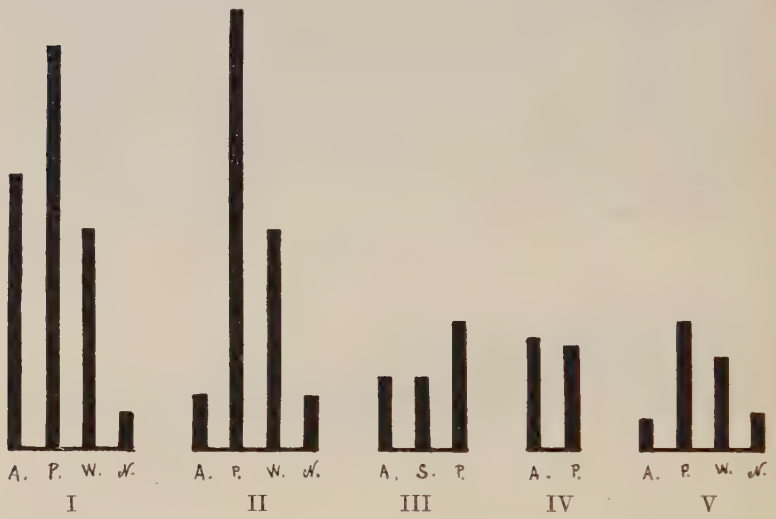


Fig. 22. — Numero proporzionale medio di sclerozi per cm.^{3} di superficie delle colture in piastre di 11 cm. di diam. degli stipiti: *S.A.* (*A*); *S.P.* (*P*); *S.R.W.* (*W*); *S.R.S.* (*S*); *S.N.* (*N*). I, agar farina di mais; II, agar infuso di patata glucosato; III, agar farina di avena; IV, agar infuso di cipolla; V, agar infuso di aglio.

Nelle colture con *S. A.*, *S. D. W.* viene a risentire l'antagonismo. Per una certa zona intorno alla colonia del mio *Sclerotium*, il micelio è molto scarso: le ife rasenti scompaiono quasi del tutto e soltanto quelle sommerse arrivano a contatto dell'altra colonia; in alcune condizioni di coltura non arrivano nemmeno le ife sommerse e le due colonie rimangono separate da una zona

libera di substrato. Però, in quanto alla formazione degli sclerozi, qui si ha l'effetto contrario di quello che si è osservato nelle colture di *S. A.* e di *S. P.*; è *S. D. W.* che forma un cerchio di sclerozi intorno a *S. A.*, mentre quest'ultimo non dà luogo a una più abbondante produzione di sclerozi presso la linea di delimitazione. L'azione inibitoria è quindi reciproca, ma è sempre *S. A.* che ha però maggiore influenza su *S. D. W.*, per quanto quest'ultimo sia molto più vigoroso e circondi con la sua colonia micelica gran parte della colonia del primo (Tavola XII, fig. 1).

Nelle colture con *S. P.*, *S. D. W.* determina la medesima zona antisclerogenica che si ha con *S. A.*, e vegeta normalmente fino alla linea di delimitazione, ove produce numerosi sclerozi formanti una trincea continua, la quale si ha anche con *S. R. W.* e *S. N.* Contro questi due ultimi però lo *Sclerotium S. D. W.* non ha alcuna azione inibitoria: tanto il micelio come gli sclerozi si sviluppano normalmente anche lungo la linea di incontro delle colture.

Riassumendo, *S. P.* manifesta di fronte a tutti gli *Sclerotium* provati una zona di inibizione in riguardo allo sviluppo degli sclerozi ed *S. A.* esercita sempre un'azione inibitoria contro i diversi stipiti, ad eccezione di *S. N.*, la quale è massima con *S. D. W.* e minima con *S. R. W.*

5. — Posizione sistematica.

Dalle descrizioni dei caratteri morfologici e culturali dei due *Sclerotium* isolati in Italia, risulta evidente che questi non possono riguardarsi come stipiti di un'unica specie, ma di due specie diverse, a caratteri distinti e antagonistici, come risulta dallo schema seguente, nel quale sono riportati i principali caratteri finora osservati che possono servire di guida nella ricerca della posizione sistematica.

	S. A.	S. P.
Micelio:	1. Fioccoso, abbondantemente aerifero.	1. Non fioccoso, sericeo, ordinariamente strisciante.
	2. Accrescimento tipico a ventaglio.	2. Accrescimento tipico a cordoni.
	3. Ife per lo più sinuose e ramificate, di diametro mediocre (2,5–7,5 μ.).	3. Ife lunghe, diritte, poco ramificate, di diametro ampio (2,5-10,50 μ.).
	4. Unioni a fibbia con uncino spesso emiparaboloide.	4. Unioni a fibbia con uncino generalmente emisferico.
Sclerozi:	1. Numerosi.	1. Numerosissimi.
	2. Aggruppati o irregolarmente sparsi.	2. Non aggruppati, regolarmente sparsi.
	3. Coalescenti.	3. Non coalescenti.
	4. Relativamente grandi.	4. Relativamente piccoli.
	5. Globosi, leggermente concavi, quasi mai perfettamente sferici.	5. Globosi, non concavi, quasi sempre perfettamente sferici.
	6. Colore variabile dall'isabellino al castaneo o al grigio scuro.	6. Colore variabile dal testaceo al baio.
	7. Liquido di trasudazione colorato, tingente il micelio.	7. Liquido di trasudazione quasi incolore, non tingente il micelio.
	8. Periodo di formazione limitato.	8. Periodo di formazione esteso.
	9. Forma e dimensioni molto variabili.	9. Forma e dimensioni non o poco variabili.
	10. Diminuzione di numero con la forte concentrazione di carboidrati nel substrato.	10. Aumento di numero con la forte concentrazione di carboidrati nel substrato.
	11. Aumento di dimensioni con la ricchezza in carboidrati del substrato.	11. Non aumento di dimensioni con la ricchezza in carboidrati del substrato.
Stromi:	1. Rarissimi, irregolarmente ammassati.	1. Frequenti, aggruppati e glomerulati.
Imenio:	1. Lasso, fioccoso.	1. Denso, crostiforme.
	2. Ife basidiofore lunghe.	2. Ife basidiofore brevi.
	3. Basidiospore ovali-piriformi.	3. Basidiospore globoso-piriformi.

In base a questi caratteri vediamo ora quale possa essere la posizione sistematica per ciascuno di essi secondo gli organi vegetativi e secondo gli organi riproduttivi.

a) Posizione sistematica secondo gli organi vegetativi.

Prima di entrare nell'argomento è necessario anzitutto precisare i concetti seguiti e da seguire nella classificazione di questi funghi.

Gli autori stranieri e particolarmente quelli del Nord America, che fin'ora si sono occupati delle malattie da *Sclerotium*, hanno basato più che altro la tassonomia di questi funghi parassiti sui caratteri degli sclerozi. Anzi, fino a qualche anno addietro quasi tutti gli autori non tenevano conto nemmeno di questi, ma soltanto della presenza di essi: bastava infatti l'osservazione e l'isolamento di uno *Sclerotium* nelle piante affette da marciume pedale, per arrivare alla specie; così tutti isolavano, anche in continenti diversi, lo *Sclerotium Rolfsii*, per il solo fatto che tale specie era stata già riscontrata come agente di malattie gravi su piante molto diverse delle regioni meridionali degli Stati Uniti [17, 18, 19, 27, 32]. Questo errore avrebbe forse continuato a persistere nella gran parte dei fitopatologi se nel 1926 Welch non avesse descritto un'altra specie di *Sclerotium* che ha chiamato *S. Delphinii* [30]. Gli studi successivi di Stevens [25] e di altri hanno precisato la specificità distinta delle due specie; ma se andiamo ad esaminare la gran parte degli stipiti isolati dai diversi autori, troviamo una scala di caratteri intermedi fra l'una e l'altra specie e nemmeno il più accorto specialista potrebbe dirci con esattezza se uno *Sclerotium* appartenga all'una o all'altra oppure a una specie del tutto differente. E ciò deriva da un concetto errato, invalso nella gran parte dei micologi, i quali basano la sistematica di questi funghi più che altro su

le dimensioni e la forma degli sclerozi, cioè su organi vegetativi variabilissimi con le condizioni di ambiente.

Ho già parlato della variabilità nelle dimensioni e nella forma degli sclerozi in *S. A.* Dapprima, coltivando questo fungo su agar cipolla e su terreni piuttosto poveri di idrati di carbonio, come sono gli infusi vegetali, ottenevo sempre sclerozi piuttosto piccoli e regolari e per questo avevo stabilito con sicurezza di trovarmi di fronte a una tipica coltura di *Sclerotium Rolfsii* [6] ; in seguito, trapiantando il fungo su gli stessi terreni arricchiti di glucosio, gli sclerozi apparivano tutt'altro che quelli che avevo prima osservato ; non erano più sferici ma irregolarmente globosi, con le dimensioni medie spesso raddoppiate. La parete appariva più bruna e grigia con qua e là qualche puntino più scuro e depresso ; alcune volte venivano a presentare anche un breve e piccolo pedicello. Cosicchè, mentre nei terreni poveri le caratteristiche degli sclerozi mi avevano portato a classificare il fungo in modo infallibile nello *S. Rolfsii*, in quelli ricchi mi avvicinavo invece allo *S. Delphinii*.

Nel contempo la variabilità nella forma e nelle dimensioni degli sclerozi può essere forte anche sullo stesso terreno, nelle colture della medesima epoca ed alla stessa temperatura, a seconda dell'ambiente di sviluppo ; fra le scatole Petri e i tubi di coltura, gli sclerozi più grandi si riscontrano sempre in questi ultimi.

Nella tabella IX sono riportati alcuni dati riguardanti le colture di diversi *Sclerotium* in piastre e in tubi, preparate contemporaneamente col medesimo substrato e mantenute alla temperatura ambiente di 20-26° C. Le cifre riportate dimostrano che per tutti gli stipiti si ha una sensibilissima differenza nelle dimensioni degli sclerozi nei due ambienti culturali, ma tali differenze sono inferiori negli stipiti poco variabili e superiori invece in quelli ove i caratteri sono molto fluttuanti.

In *S. A.* il diametro medio degli sclerozi delle colture in tubi viene a superare il diametro massimo di quelli

Tabella IX.

Differenze fra gli sclerozi delle colture in piastre e in tubi con lo stesso substrato, dopo 50 giorni a 20°-26° C.

Substrato e ambiente culturale		Diametro degli sclerozi in μ.		
		massimo	minimo	medio
		S. A.		
N.° 3	in piastre.....	1440	880	1040
	in tubi.....	2000	1000	1920
» 4	in piastre.....	1600	1040	1280
	in tubi.....	2400	1000	1600
» 5	in piastre.....	1500	800	1280
	in tubi.....	3000	1000	1920
» 8	in piastre.....	1200	720	1000
	in tubi.....	2400	1100	1840
		S. P.		
N.° 3	in piastre.....	1600	960	1200
	in tubi.....	2200	920	1440
» 4	in piastre.....	1720	1040	1350
	in tubi.....	2400	1000	1600
» 5	in piastre.....	1440	980	1200
	in tubi.....	1600	960	1280
		S. R. W.		
N.° 4	in piastre.....	1120	640	880
	in tubi.....	2240	720	1200
		S. R. S.		
N.° 10	in piastre.....	1280	800	1040
	in tubi.....	3000	720	1680

in piastre e così pure si verifica per *S. R. S.*, che si avvicina molto al mio stipite, e in misura minore per *S.R.W.*; in *S. P.* invece, tale diametro medio è sempre inferiore a quello massimo degli sclerozi in piastre. Inoltre in *S. A.* il diametro massimo degli sclerozi nei tubi viene quasi sempre a raddoppiarsi, mentre questo non si osserva mai in *S. P.*

Queste osservazioni sono più che convincenti. Non si può quindi basare la determinazione delle specie esclusivamente su le dimensioni e la forma di un organo vegetativo a caratteri tanto instabili. Tale determinazione deve risultare da un insieme di caratteri non solo degli sclerozi ma anche del micelio, il quale secondo me ha una importanza maggiore e può meglio indirizzare le ricerche sistematiche verso la via giusta, se è ben conosciuto e seguito nel suo sviluppo in condizioni ambientali assai diverse.

Lo Stevens [25] in un accurato studio comparativo fra lo *Sclerotium Rolfsii* e lo *Sclerotium Delphinii*, ha recentemente stabilito i caratteri differenziali del micelio e degli sclerozi delle due specie, come dal seguente schema:

	Sclerotium Rolfsii	*Sclerotium Delphinii*
Micelio:	1. Densamente fioccoso.	1. Non fioccoso. *
	2. Non fascicolato.	2. Fascicolato. *
Sclerozi:	1. Non concavi. *	1. Concavi.
	2. Superficie non alveolata. *	2. Superficie alveolata.
	3. Colore dal cuoio rossastro all' olivaceo scuro e al bruno cannella.	3. Colore dal cuoio ocraceo al fulvo e al bruno di Hay.
	4. Molto numerosi.	4. Meno numerosi.
	5. Piccoli. *	5. Grandi.
	6. Germinazione per emissione di ife isolate.	6. Germinazione per emissione di fasci di ife.

Non tutti i caratteri riportati nello schema precedente sono costanti, solo i segnati con asterisco sono tali; gli

altri non sono sempre presenti, ma sono però quelli che secondo l'autore americano più facilmente si rinvengono.

I due stipiti italiani non corrispondono perfettamente ai caratteri stabiliti per l'una o per l'altra specie. Per il micelio *S. A.* dovrebbe considerarsi come *S. Rolfsii* e *S. P.* come *S. Delphinii*, ma per gli sclerozi il riferimento dovrebbe invertirsi per *S. P.* e spostarsi in una posizione intermedia per *S. A.*

Recentemente la Westerdijck mi scrive che questi due *Sclerotium* italiani, che alcuni mesi addietro inviai al « Centralbureau voor Schimmelcultures » di Baarn, sono stati determinati da Whetzel a New York, ove vennero inviati, *S. P.* come una tipica coltura di *Sclerotium Rolfsii* ed *S. A.* come un ceppo di *Sclerotium Delphinii*.

Per lo *Sclerotium* isolato dalla patata non ho nulla da osservare; la determinazione non poteva essere più esatta, come farò meglio rilevare in seguito, ma per l'altro mio stipite non posso essere d'accordo col Whetzel. Se questo scienziato considera come tipo di riferimento specifico dello *Sclerotium Delphinii* lo stipite *S. D. W.*, per quanto ho potuto osservare credo di essere nella certezza di poter affermare che *S. A.* non ha alcuna affinità con una simile specie. È vero che nei terreni molto ricchi di sostanze ternarie *S. A.* sviluppa gli sclerozi piuttosto grossi e talora concavi, ma questi corpi non sono alveolati e non germinano per emissione di fasci di ife dai punti depressi della loro superficie; tale caratteristica inoltre, non può avere quell'importanza che gli è stata data, sia perchè nei terreni ordinari, come sono i decotti vegetali, il fungo sviluppa sempre sclerozi regolari e piuttosto piccoli e sia anche perchè dalle colture derivate da un solo sclerozio su substrati ricchi di glucosio, si separano, per variazioni settoriali, alcuni stipiti i quali hanno gli sclerozi tutt'altro che grandi e concavi, ma globosi, sparsi e di diametrò mediocre (Tabella VI). Dal confronto poi di *S. A.* con lo *Sclerotium Rolfsii* di Stevens (*S. R. S.*), ho trovato una tale corrispondenza

di caratteri da indurmi ad ammettere una stretta affinità fra i due stipiti, i quali, meglio di ogni altro, dovrebbero essere affini e possibilmente appartenere alla medesima specie.

Se si considera per *Sclerotium Rolfsii* lo stipite di Stevens e per caratteri tipici della specie quelli elencati da questo autore, *S. A.* dovrebbe senza dubbio essere riportato quale stipite di questa specie, come l'ho infatti considerato in una nota preliminare [6]. Ma *S. R. S.* corrisponde allo stipite originario di Rolfs che servì al Saccardo per la descrizione della specie? Come ho detto nell'introduzione di questo lavoro, il grande micologo italiano descrisse la specie servendosi unicamente di uno *Sclerotium* parassita di steli di *Solanum tuberosum* inviati a lui dalla Florida dal Prof. Rolfs. L'esame di tale materiale mi ha permesso di stabilire, per quanto mi sia stato possibile a causa della vecchiezza dell'essiccato, che tanto l'infezione come il micelio e gli sclerozi del parassita, corrispondono a quelli osservati negli steli di patata affetti da cancrena pedale da me riscontrati nell'anno in corso in una coltivazione di patate del Campo Sperimentale della R. Stazione di Patologia Vegetale di Roma. E quindi non *S. A.* ma *S. P.* deve identificarsi con lo *Sclerotium Rolfsii*.

In questo modo i caratteri del fungo che si possono osservare sul materiale originale e rilevare dalla diagnosi saccardiana, vengono ad essere in contrasto con quelli descritti dallo Stevens, dal Wolfs e da qualche altro autore, poichè *S. R. S.* e *S. R. W.*, come *S. A.* sono del tutto diversi da *S. P.*, che secondo me rappresenta il ceppo tipico di *Sclerotium Rolfsii*.

Data la diversità fra i due stipiti italiani e i loro caratteri antagonistici, *S. A.* non può assolutamente considerarsi nella medesima posizione specifica di *S. P.* Esso dovrebbe costituire una entità specifica indipendente, tanto dallo *S. Rolfsii* quanto dallo *S. Delphinii*, nella quale potrebbero rientrare anche *S. R.S.* e *S. R. W.*

b) Posizione sistematica secondo gli organi di riproduzione perfetta.

Prima di parlare della vera posizione sistematica dei due funghi, ho voluto intrattenermi su quella che essi avrebbero dovuto avere se non si conoscessero gli stadi di riproduzione perfetta, non solo perchè la maggior parte dei lavori riguardanti lo *Sclerotium Rolfsii* e lo *Sclerotium Delphinii* parlano esclusivamente degli organi vegetativi e della loro tassonomia nei funghi sterili, ma più ancora per mettere in evidenza le relazioni fra la fruttificazione basidiofora e l'aspetto vegetativo del fungo, le quali potrebbero indicare la via migliore per il riferimento degli stipiti sterili.

Dei due *Sclerotium*, *S. A.* ha un micelio aerifero abbondante, fioccoso e le ife basidiofore formano cespugli candidi, più o meno fitti a seconda le condizioni culturali, ma sempre aerei e molto rilevati al disopra del feltro micelico che si stende sul substrato; al contrario, *S. P.* ha invece il micelio rasente e quello aereo molto rado e spesso mancante e le ife basidiofore formano ordinariamente delle fruttificazioni dense e crostiformi, del tutto diverse dalle precedenti.

Questo modo di manifestarsi dell'imenio condurrebbe ad ammettere che i due funghi non solo appartengano a due specie diverse, ma a due distinti generi di basidiomiceti: *S. A.* potrebbe rientrare nel genere *Hypochnus* Fr. mentre *S. P.* nel genere *Corticium* Pers. Non credo però che i due *Sclerotium* possano avere posizioni tanto distanti; le osservazioni fatte mi portano alla ferma convinzione che ambedue rientrino in un unico genere. Ma a quale dei due?

La distinzione fra i generi *Hypochnus* e *Corticium* non è netta. Alcuni autori li pongono in famiglie diverse [23], altri invece non li considerano nemmeno come due generi distinti, mentre la gran parte dei micologi li ripor-

tano come due generi ben diversi in una grande famiglia (Thelephoraceae) o come due generi affini di una piccola famiglia (Corticiaceae) [19, 20, 23]. Sarebbe fuori di luogo discutere minutamente una simile questione sistematica e per questo la sorvolo, per ritornarci quanto prima con migliori e numerose osservazioni, in un'altra contribuzione su questo studio, riguardante la tassonomia di alcuni stipiti di *Sclerotium Rolfsii* e di *Sclerotium Delphinii*, nei quali ho osservato lo stadio perfetto.

Stando alla sistematica del Saccardo [19-20] e della gran parte dei valenti micologi della vecchia scuola, *S. A.* sarebbe un *Hypochnus* e *S. P.* un *Corticium*; stando invece agli studi moderni di Burt [2-3-4] e di altri, tanto *S. A.* come *S. P.* rientrerebbero nel genere *Corticium*, il quale comprenderebbe tutte le specie di teleforacee inferiori a imenio dissociato o compatto e crostiforme, senza cistidi o peli speciali, ma con basidi ben differenziati e basidiospore sempre ialine e liscie. Quest'ultima concezione tassonomica mi appare per ora più esatta, perchè come ho già detto i due *Sclerotium* sono dissimili, ma non tanto da potersi riferire a due generi distinti. D'altra parte *S. P.*, se generalmente forma imeni compatti e crostiformi, in certe condizioni può formare anche fruttificazioni basidiali a corimbi di basidi dissociati e veramente aeriferi come ho potuto osservare nelle sporificazioni di questo stipite al disopra di una colonia di *Sterigmatocystis nigra* v. T. (fig. 23). (1).

(1) Questa speciale fruttificazione è stata ottenuta su una grande scatola Petri con agar sintetico C. (v. « Bollettino R. Staz. Pat. Veg. Roma » ; a. X, N. S., n. 2, p. 245, 1930) mantenuta per alcuni giorni a 30° C. e poi a 18°-22° C. Lo *Sclerotium* ha sviluppato una colonia con micelio quasi totalmente sommerso, senza ife aeree e senza sclerozi, i quali erano presenti soltanto in una piccola zona centrale; incontrando la colonia di *Sterigmatocystis*, il micelio dello *Sclerotium* ha costituito dei cordoni al disopra di questa e con un accrescimento

In questi basidiomiceti nei quali non si ha un corpo imeniale ben definito, la compattezza delle fruttificazioni non può avere una grande importanza, e non può essere presa per carattere distintivo di generi, come è stato fatto dai precedenti micologi, i quali hanno osservato i funghi soltanto nei substrati matricali, ossia in condizioni ambientali, che per quanto migliori di quelle colturali, sono troppo unilaterali e non permettono sempre di seguire accuratamente lo sviluppo completo di una determinata specie.

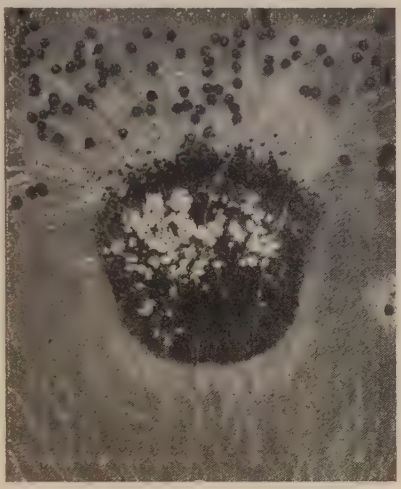


Fig. 23. — Fruttificazioni basidiofore di *S. P.* al disopra di una colonia di *Sterigmatocystis nigra* (gr. nat.).

Non meno complicato del riferimento generico si presenta in questi *Sclerotium* il riferimento specifico.

Delle vecchie specie di corticiacee conosciute, soltanto il *Corticium* (Hypochnus) *centrifugum* (Lèv.) può essere preso come termine di confronto; ad esso sono state infatti riferite, da alcuni autori giapponesi, gli stati perfetti di

più rapido si è poi diffuso sul substrato ancora libero sviluppando un discreto numero di sclerozi.

La sporificazione basidiofora si è prodotta soltanto su la colonia di *Sterigmatocystis* e non su le colonie di *Penicillium* presenti nella medesima piastra; su queste ultime sono comparsi invece gli sclerozi che non si sono sviluppati affatto su la prima e sul substrato non inquinato, ad eccezione della zona della coltura corrispondente alle ife derivate dai cordoni che hanno attraversato la colonia di *Sterigmatocystis*.

alcuni *Sclerotium* da loro determinati per *Sclerotium Rolfsii*.

I due stipiti italiani sono prossimi alla specie di Léveillé, ma solo *S. A.* può confondersi con essa, secondo i caratteri descritti dai Tulasne [29]. E infatti, come questa vegeta a zone concentriche con la tendenza allo sviluppo del micelio aereo e degli sclerozi più verso la periferia che verso il centro della colonia: come questa ha gli sclerozi « *globoso vel irregularia, crassitudine varia, alia enim molem seminis Papaverum, alia grani cannabini et quod excedit acquantia, cuncta saturate castanea interdum nonnihil variegata* »; come questa ha le ife basidiofore aerifere, con « *basidia octusissima et pleraque in summis floccis caespitose conferta* », i quali nel loro insieme ricoprono di un velo niveo le ife che li portano. Questi caratteri, sommati a quelli particolari dei basidi e delle basidiospore riguardanti la loro forma e le loro dimensioni, stanno a provare una grande affinità fra i due funghi. Per ora non posso precisare se veramente *S. A.* corrisponda al *Corticium* (*Hypochnus*) *centrifugum*, secondo i caratteri descritti nel 1843 dal Léveillé e nel 1861 dai Tulasne, e non secondo quelli riportati in seguito da vari autori le cui descrizioni sono spesso molto discordanti; posso soltanto concludere che *S. A.*, se non rappresenta uno stipite della specie di Léveillé, è però uno stipite di una specie molto vicina e simile.

In questi ultimi anni Sawada [22], Nakata [14] e Goto [8] nel Giappone, hanno pubblicato di aver osservato lo stadio perfetto nello *Sclerotium Rolfsii* che hanno riferito al *Corticium centrifugum*. La gran parte degli stipiti isolati da questi autori che ho potuto ricevere direttamente dal Giappone o indirettamente da Stevens dall'America e da Westerdijck dall'Olanda, non corrispondono però alla specie di Saccardo.

Su questi *Sclerotium* non ho potuto finora fare quelle osservazioni necessarie per poter discutere la loro posi-

zione sistematica, della quale parlerò in una prossima pubblicazione; ma sono in grado però di affermare che essi in genere sono più affini a *S. A.* che a *S. P.* e che quindi hanno delle affinità anche con la specie di Léveillé.

Lo *Sclerotium* isolato dalla patata (*S. P.*) come si distingue da *S. A.*, si distacca anche da tutto il gruppo delle specie simili a questo e quindi pure dal *Corticium centrifugum*.

Fra le corticiacee conosciute non mi risulta descritta una specie corrispondente a *S. P.* e per questo istituisco il *Corticium Rolfsii* n. comb., dato che la forma sterile corrisponde allo *Sclerotium Rolfsii* originale.

In tale specie non possono rientrare molti stipiti di *Sclerotium* determinati da vari autori come *S. Rolfsii*, i quali, pur avendo talora gli sclerozi corrispondenti alla diagnosi del Saccardo, differiscono nettamente per molti altri caratteri dallo stipite originale della specie saccardiana.

CONCLUSIONI DELLA PRIMA MEMORIA.

I due *Sclerotium* isolati in Italia da piante affette da cancrena pedale di *Aster Chinensis* e di *Solanum tuberosum*, provvisoriamente indicati con *S. A.* il primo e con *S. P.* il secondo, sono stati accuratamente esaminati in uno studio comparativo riguardante la morfologia, la fisiologia e la tassonomia.

I principali caratteri morfologici dei due funghi si possono riassumere come segue:

S. A. — Micelio fioccoso abbondantemente aerifero; ife di diametro mediocre (2,5-7,5 μ), con unioni a fibbia a uncino per lo più allungato emiparaboloide. Sclerozi numerosi, irregolarmente sparsi o aggruppati e connessi due o più insieme, piuttosto grandi, globosi, spesso appiattiti o leggermente concavi, quasi mai perfettamente

sferici, di forma e di dimensioni variabilissime; colorazione castanea o fuliginea talora tendente all'isabellino o al grigio scuro; liquido di trasudazione generalmente colorato, tingente il micelio. Stromi rarissimi, densamente aggruppati. Fruttificazioni basidiofore in fiocchi candidi, sempre distintamente aerei, fugaci; basidi clavati 2-4 sterigmati e basidiospore liscie, ialine, ovali-piriformi, 2,50-3,75=5-7,50 μ.

S. P. — Micelio mai fioccoso, ordinariamente rasente; ife diritte, poco ramificate, spesso fascicolate, di diametro ampio (2,5-10,5 μ), con unioni a fibbia a uncino emisferico. Sclerozi numerosissimi, regolarmente sparsi, mai densamente aggruppati, piuttosto piccoli, globosi, quasi sempre perfettamente sferici, di forma e di dimensioni pressochè costanti; colorazione variabile dal testaceo al baio oppure castanea; liquido di trasudazione quasi incolore. Stromi frequenti, bianchi o leggermente ocracei, sparsi o aggregati in masse irregolari. Fruttificazioni basidiofore dense, formanti un imenio crostiforme; basidi clavati e basidiospore liscie, ialine, globose - piriformi, 3,50-4,50=4,50-6,75 μ.

Le dimensioni e la forma degli sclerozi nelle differenti concentrazioni di principi nutritivi rimangono pressochè costanti nello *Sclerotium P.* e variano sensibilmente nello *Sclerotium A.*

Con l'aumento della quantità di glucosio gli sclerozi nel primo aumentano proporzionatamente di numero e conservano la medesima forma regolarmente sferica e lo stesso diametro medio, mentre nel secondo non aumentano di numero, ma di volume e tendono a diminuire, ad aggregarsi e ad assumere forme sempre più irregolari.

Fra le variazioni fluttuanti nelle diverse condizioni colturali e le variazioni settoriali nel medesimo substrato e nello stesso ambiente, esiste una relativa e diretta intensità di manifestazione nei due funghi.

Lo *Sclerotium A.* che ha i caratteri più fluttuanti in confronto dello *Sclerotium P.* è quello che più comunemente presenta i settori delle variazioni a salti.

Gli stipiti varianti che si separano dal primo sono ben distinti e hanno il micelio aereo meno abbondante e gli sclerozi più regolari, più o meno numerosi e più piccoli; le loro dimensioni massime e medie eguagliano generalmente quelle medie e minime della coltura ordinaria. Quelli che invece si separano dal secondo, non si differenziano nettamente dall'originario e hanno generalmente il micelio aereo più abbondante e un numero minore di sclerozi.

Fra i due funghi esiste un netto antagonismo. Nelle colture contemporanee sulle medesime piastre, *S. A.* produce su *S. P.* una distinta zona di inibizione per il micelio aereo e per gli sclerozi, e sviluppa più sclerozi e più fruttificazioni basidiofore nella linea di delimitazione.

L'azione antagonistica di *S. A.* si esercita anche con alcuni stipiti stranieri ricevuti sotto il nome di *Sclerotium Rolfsii* e di *Sclerotium Delphinii;* essa è però nulla contro uno stipite giapponese di Nakata e molto tenue con uno stipite di *S. Rolfsii* di Wolf e un altro ricevuto da Stevens, i quali hanno in comune con lo *Sclerotium* isolato dall'astro molti caratteri vegetativi del micelio e degli sclerozi.

Le fruttificazioni basidiofore sono state ottenute in quasi tutti i terreni sperimentati, ma le condizioni favorevoli al loro sviluppo sono essenzialmente diverse nei due funghi.

Nei substrati ordinari, ben provvisti di principi nutritivi, alla temperatura ambiente di 15°-25° C., esse compaiono dopo circa un mese e sempre prima in *S. A.* che in *S. P.*, ove le placche imeniali si formano 15-30 giorni dopo. Nei substrati poveri invece, come nell'infuso di pa-

tata ordinario e diluito, alla temperatura ambiente di 27°-28° C., bastano soltanto 10-15 giorni per osservare esclusivamente in *S. P.*, una abbondante sporificazione.

I due *Sclerotium* italiani appartengono a due entità specifiche differenti a caratteri distinti e antagonistici.

Lo *Sclerotium P.* corrisponde a quello esaminato dal Saccardo e che servì a questo autore per la descrizione dello *S. Rolfsii*. Tale fungo non si identifica con alcuna specie di basidiomicete conosciuta e per questo viene chiamato *Corticium Rolfsii* n. comb.

Lo *Sclerotium A.* non ha nulla a che vedere tanto con lo *S. Rolfsii* originario del Saccardo, quanto con lo *S. Delphinii;* è però molto affine agli stipiti di *S. Rolfsii* di Wolf e di Stevens e probabilmente deve rientrare con questi in un'unica entità specifica ben distinta tanto dallo *S. Rolfsii* tipico, quanto dallo *S. Delphinii*.

Il *Corticium* (*Hypochnus*) *centrifugum* (Lèv.) non può essere considerato come stadio perfetto del vero *S. Rolfsii*. Con questa vecchia specie presenta molte affinità lo *Sclerotium* isolato dall'astro e gli altri dello stesso gruppo.

Sotto il nome di *S. Rolfsii* si comprendono ancora oggi più *Sclerotium*, riguardanti le forme vegetative di alcune differenti specie di basidiomiceti inferiori, la cui posizione sistematica deve essere precisata con la ricerca dello stadio perfetto o con lo studio accurato dello sviluppo degli organi vegetativi nelle più diverse condizioni ambientali. Ma tale studio più che su i caratteri degli sclerozi, come è stato fatto finora, deve basarsi sul portamento e sull'aspetto del micelio.

Roma, R. Stazione di Patologia Vegetale.

Dicembre 1931.

RIFERIMENTO BIBLIOGRAFICO.

1. – Bertus L. S., *Sclerotium Rolfsii in Ceylon.* « Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya »; vol. XI, 2, pp. 173-187, 2 pl., 1929.

2. - Burt E. A., *The Thelephoraceae of North America. Part. 4: Hypochnus.* « Ann. Miss. Bot. Gard. »; 3, pp 203-241, 1916.

3. – — — *The Thelephoraçeae of North America. Part II: Corticium.* « Ann. Miss. Bot. Gard. »; 13, pp. 137-208, 1926.

4. – — — *Classification of species of Corticium by the tissues of the fructification.* « Proc. Intern. Congr. Plant Sci. Ithaca »; N. J.; 2, pp. 1598-1602, 1926.

5. – Curzi M., *Prime osservazioni su la mutazione di un ifomicete.* « Rend. R. Acc. Naz. Lincei »; Cl. Sc. fis. mat. e nat.; v. XI, s. 6.ª, pp. 506-508, marzo 1930

6. – — — *Alcuni casi di cancrena pedale da* Sclerotium *osservati in Italia.* « Rend. R. Acc. Naz. Lincei »; Cl. Sc. fis. mat. e nat.; v. XIV, ser. 6.ª, 2.º sem., fasc. 5-6, p. 233-236, 1 fig., settembre 1931.

7. – Edson H. A. and Shapovalov M., *Parasitism of Sclerotium Rolfsii.* « Journ. of Agric. Res. »; vol. XXIII, pp. 41-46, pl. 1-3, 1923.

8. – Goto K., *On the perfect stage of* Sclerotium Rolfsii *Sacc. produced on culture media.* « Journ. Soc. Trop. Agric. »; 2, pagine 165-175, 2 fig., 1930 (in inglese con sommario in giapponese).

9. - Higgins B. B., *Physiology and parasitism of* Sclerotium Rolfsii *Sacc.* « Phytopathology »; vol. 17, pp. 417-448, 1927.

10. – Höhnel v. J., *Fragm. Z. Mykol. X* Mitth. in Sitzungsb. d. Kais. Akad. d. Wissensch. Wien Math. nat. Kl.; vol. CXIX, Abth. I, 1910, pagg. 393-397.

11. – Ikata S., *Fungous diseases of the Insect-powder plant.* « Ann. Phytopathol. Soc. Japan »; II, 2, pp. 140-158, 2 pl., 1928 (in giapponese con sommario in inglese).

12. – Léveillé J. H., *Memoire sur le genre* Sclerotium. « Ann. Sc. Naturelles »; ser. II, tom. XX, pp. 218-248, pl. 6 et 7, 1843 (p. 225).

13. - Moore T. S., *Diseases of Virginian tabacco in South Africa.* « Journ. Dept. Agr. S. Afr. »; 12, pp. 428-455, 1926.

14. – Nakata K., *Studies on* Sclerotium Rolfsii *Sacc. Part III: Perfect form of the fungus and its generic relationships to Hypochnus centrifugus (Lèv.) Tul., H. Solani brill. et Delacr. and H. Cucumeris Fr. with its specific relationships to Scle-*

rotium caffeicolum Stahel. « Bull. Sci. Fak. Ter. Kjûshû Imp. Univ. »; 2 (1), pp. 7-19, 1926 (in giapponese con riassunto in inglese).

15. - Porter C. L.. *Concerning the characters of certain fungi as exhibited by their growth in the presence of other fungi.* « Amer. Journ. Bot. »; vol. XI, pp. 168-187, 3 pl., 9 fig., 1924.
16. - Rhind D.. *Annual report of the mycologist.* Burma, for the year ending June 1926, 1927.
17. - Rolfs P. H.. *Tomato blight.* « Flor. Agr. Exp. Stat. »: Bull. 21, 1893.
18. - — — *Tomato and some of its diseases.* « Flor. Agr. Exp. Stat. »; Bull. 21, 1893.
19. - Saccardo P. A., *Hymeniales. Fl. Ital. Cryptog. Part I: Fungi.* « Soc. Bot. It. », 1915.
20. - — — *Sylloge Fungorum.* Vol. VI et XIV.
21. - — — *Notae Mycologicae.* « Annales Mycologici »; Bd. IX, pp. 249-257, 1911.
22. - Sawada K.. *Descriptive catalogue of the Formosan fungi. Part I.* « Agric. Exp. Stat. Formosa »; Sp. Bull. 19, pp. 438-469, 1919 (in giapponese).
23. - Schroeter J., *Kryptogamen Flora von Schlesien.* Pilze, pagine 413-425, 1889.
24. - Schweizer S., Sclerotium Rolfsii *Sacc. en* Rhizoctonia Solani *op* Indigofera endecaphylla. « Arch. Rubbetcult. Nederl. Snob. » ; XI, pp. 150-154, 1927.
25. - Stevens Z. L.. *A comparative study of Sclerotium Rolfsii and Sclerotium Delphinii.* « Mycologia »; vol. XXIII, n. 3, pagine 204-222, 15 fig. 1931.
26. - Subramaniam L. S., *Root rot and sclerotial diseases of Wheat.* « Agric. Res. Inst., Pusa »; Bull. 177, 7 pag. 1 pl., 1 fig., 1928.
27. - Taubenhaus J. T., *Recent studies on* Sclerotium Rolfsii *Sacc.* « Journ. of Agric. Res. »; vol. XVIII, pp. 127-138, 6 pl., 1919.
28. - Thompson A.. *Notes on* Sclerotium Rolfsii *Sacc. in Malaya.* « Malayan Agr. Journ. »; XVI, pp. 48-58, 1928
29. - Tulasne L. R. et Tulasne C., *Selecta Fungorum Carpologia.* Tomus primus, pp. 113-115, 1861.
30. - Welch D. S., *A sclerotial disease of cultivated Delphinium.* « Phytopathology »; v. XIV, p. 31, 1924.
31. - Westerdijk J., Sclerotium *disease of tabacco.* « Meded. Deli Proefstat Medan »; X, pp. 30-40, 1916.
32. - Wolf F. A., *Leafspot and some fruit rots of peanut.* « Alab. Agr. Exp. Stat. »; Bull. 180, pp. 127-150, 1914.

SPIEGAZIONE DELLE TAVOLE.

Tav. VI.

Colture contemporanee dei due *Sclerotium* italiani su agar infuso di cipolla, in ambiente aperto del laboratorio, dal 20 giugno 1931 all'8 luglio 1931 ($^6/_7$ grand. nat.).

Fig. 1. — *Sclerotium* isolato dall'astro (S. A.).
» 2. — *Sclerotium* isolato dalla patata (S. P.).

Tav. VII.

I due *Sclerotium* italiani su la medesima piastra con agar infuso di patata glucosato all'1 %, dopo circa un mese alla temperatura ambiente di 27° C.: *a*, S. A.; *b*, S. P. ($^6/_7$ grand. nat.).

Sono particolarmente numerosi in questa coltura dello *Sclerotium* della patata (*b*), gli stromi conglomerati.

L'antagonismo fra i due funghi è meno manifesto e l'azione inibitoria per gli sclerozi, che si osserva nei gradi inferiori di temperatura, sembra invertita; però gli sclerozi di S. P., comparsi lungo la linea di delimitazione delle due colture, si sono sviluppati molto in ritardo e quando l'attività vegetativa di S. A. si era già arrestata.

Tav. VIII.

I due *Sclerotium* italiani su agar infuso di aglio fortemente agarizzato (3 %), dopo dieci giorni in ambiente aperto del laboratorio, dal 20 giugno 1931 al 30 giugno 1931. ($^4/_5$ grand. nat.).

Fig. 1. — *Sclerotium* A., con la caratteristica vegetazione a pennello.
» 2. — *Sclerotium* P., con la vegetazione strisciante, distintamente cordonata.

Tav. IX.

I due *Sclerotium* italiani su agar infuso di patata glucosato all'1 % dopo 8 giorni in ambiente aperto del laboratorio, dal 10 luglio 1931 al 18 luglio 1931 ($^4/_5$ grand. nat.).

Fig. 1. — *Sclerotium* A. Vegetazione centrifuga ad ampie zone appena manifeste; sclerozi presenti soltanto nello stadio iniziale, in piccoli gomitoli bianchi non ben definiti.
» 2. — *Sclerotium* P. Vegetazione centripeta con abbondante inizio di formazione di sclerozi nel centro della coltura.

Tav. X.

Colture di più *Sclerotium* italiani e stranieri su le medesime piastre con agar farina di mais, dopo poco più di un mese in ambiente aperto del laboratorio, dal 22 luglio 1931 al 29 agosto 1931 ($^4/_5$ gr. nat.).

Fig. 1. — Confronto degli *Sclerotium* italiani S. A. (*a*) e S. P. (*b*) con lo stipite americano di *Sclerotium Rolfsii* secondo Wolf (*c*).

» 2. — Lo stesso confronto di S. A. (*a*) e di S. P. (*b*) con S. R. W. (*c*) e con S. N. (*d*), stipite giapponese di *Sclerotium Rolfsii* secondo Nakata.

Tav. XI.

Fig. 1. — Gli *Sclerotium* S. A. (*a*), S. P. (*d*) e S. R. W. (*c*) in confronto con lo stipite di Whetzel (S. D. W.) dello *S. Delphinii* (*b*), su agar farina di mais in ambiente aperto del laboratorio, dal 22 luglio 1931 al 2 settembre 1931 ($^4/_5$ grand. nat.).

» 2. — Colture degli *Sclerotium* S. A. (*a*) e S. P. (*b*) su agar infuso di patata glucosato all' 1 $^0/_0$ dopo 4 giorni a 27° C. e un giorno a 10° C., fotografate per trasparenza ($^5/_8$ grand. nat.).

Attorno a ciascuna colonia micelica dei due funghi si osserva l'alone di acidità, dovuto a sostanze acide emesse dal micelio, la cui diffusione nel substrato non cessa nemmeno con l'arresto dell'accrescimento del fungo, quando le colture in pieno sviluppo vengono portate a bassa temperatura.

Tav. XII.

Fig. 1. — Colture di *Sclerotium* A. (*a*) e di *S. Delphinii* secondo Whetzel (*b*) su agar infuso di patata glucosato all' 1 $^0/_0$, dopo quasi un mese e mezzo in ambiente aperto del laboratorio, dal 24 luglio 1931 al 5 settembre 1931. La linea di incontro delle due colture è segnata da una continua e unica fila di grossi sclerozi di S. D. W. ($^4/_5$ grand. nat.).

» 2. — Lo *Sclerotium* A. (*a*) e lo S. P. (*b*) su agar patata glucosato all' 1 $^0/_0$, dopo 3 mesi in ambiente aperto del laboratorio, dal 10 luglio 1931 al 10 ottobre 1931. In S. P. si osservano due placche imeniali, le quali sono indicate dalle crocette. ($^4/_5$ grand. nat.).

Tav. XIII.

Fig. 1. — Lo *Sclerotium* A. su agar infuso di patata glucosato all' 1 %, dopo poco più di un mese in ambiente aperto del laboratorio, dal 10 luglio 1931 al 10 settembre 1931. In mezzo si osserva uno stroma conglomerato. Le fruttificazioni basidiofore sono date da alcune piccole placche indicate dalle crocette (4/5 grand. nat.).

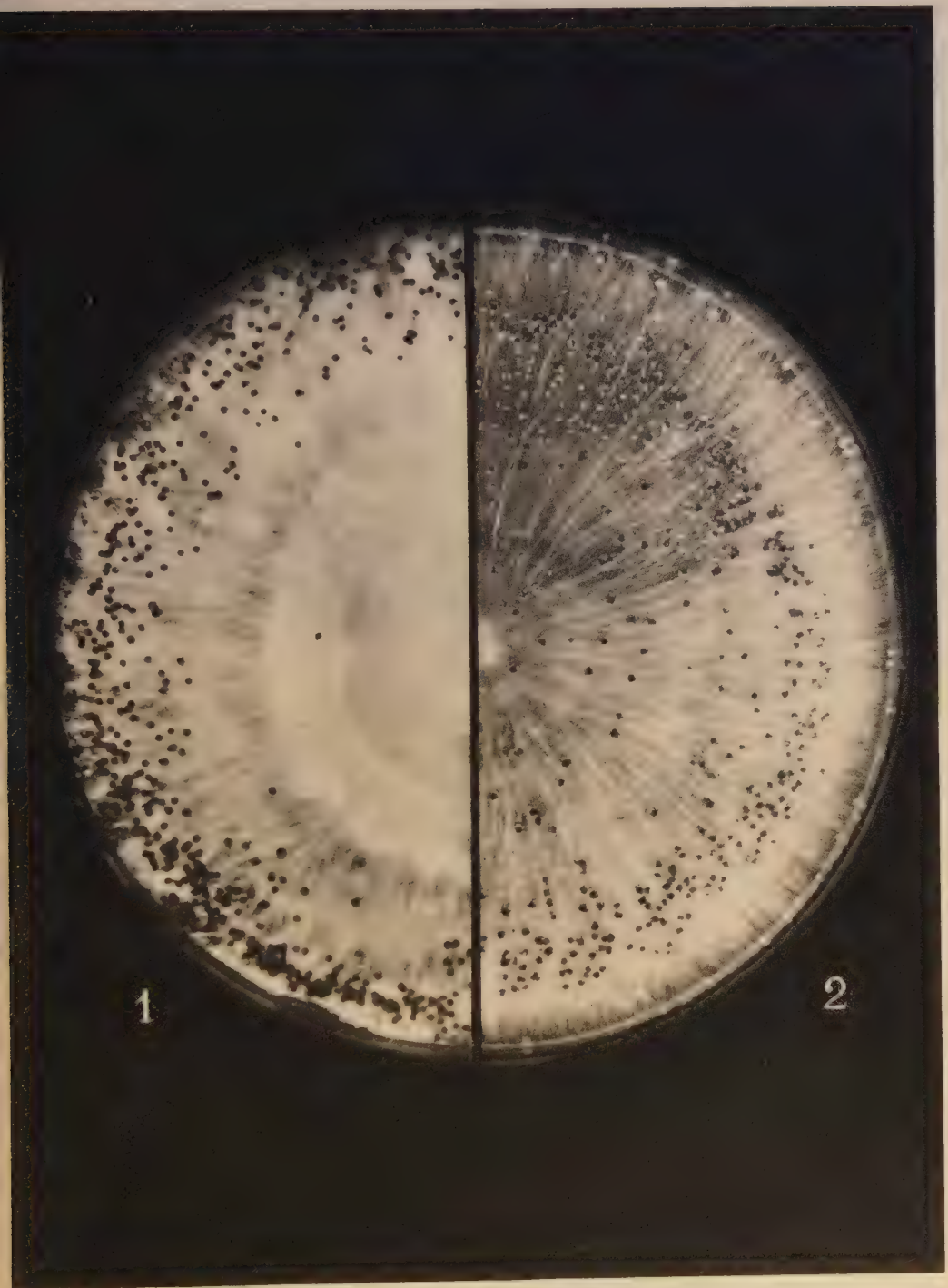
Tav. XIV.

Fig. 1. — Gli *Sclerotium* A. (*a*) e P. (*b*) su agar infuso di patata glucosato all' 1 % in ambiente aperto del laboratorio, dal 22 luglio 1931 al 18 agosto 1931.

Presso la linea di delimitazione delle due colture si osservano due fiocchi di ife basidiofore contrassegnati dalle crocette (4/5 grand. nat.).

Fig. 2. — Gli *Sclerotium* A. (*a*) e P. (*b*) su agar farina di avena Daho dopo un mese e mezzo in ambiente aperto del laboratorio, dal 25 agosto 1931 al 10 ottobre 1931 (4/5 grand. nat.).

Lungo la linea di incontro delle colture si osservano due grandi ammassi candidi di ife basidiofore, i quali sembrano derivati da un atto fecondativo fra le ife di S. A. e quelle di S. P. Un simile fenomeno verrà in seguito indagato, ma per ora si deve escludere dato che le fruttificazioni hanno tutti i caratteri delle sporificazioni di S. A.



L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

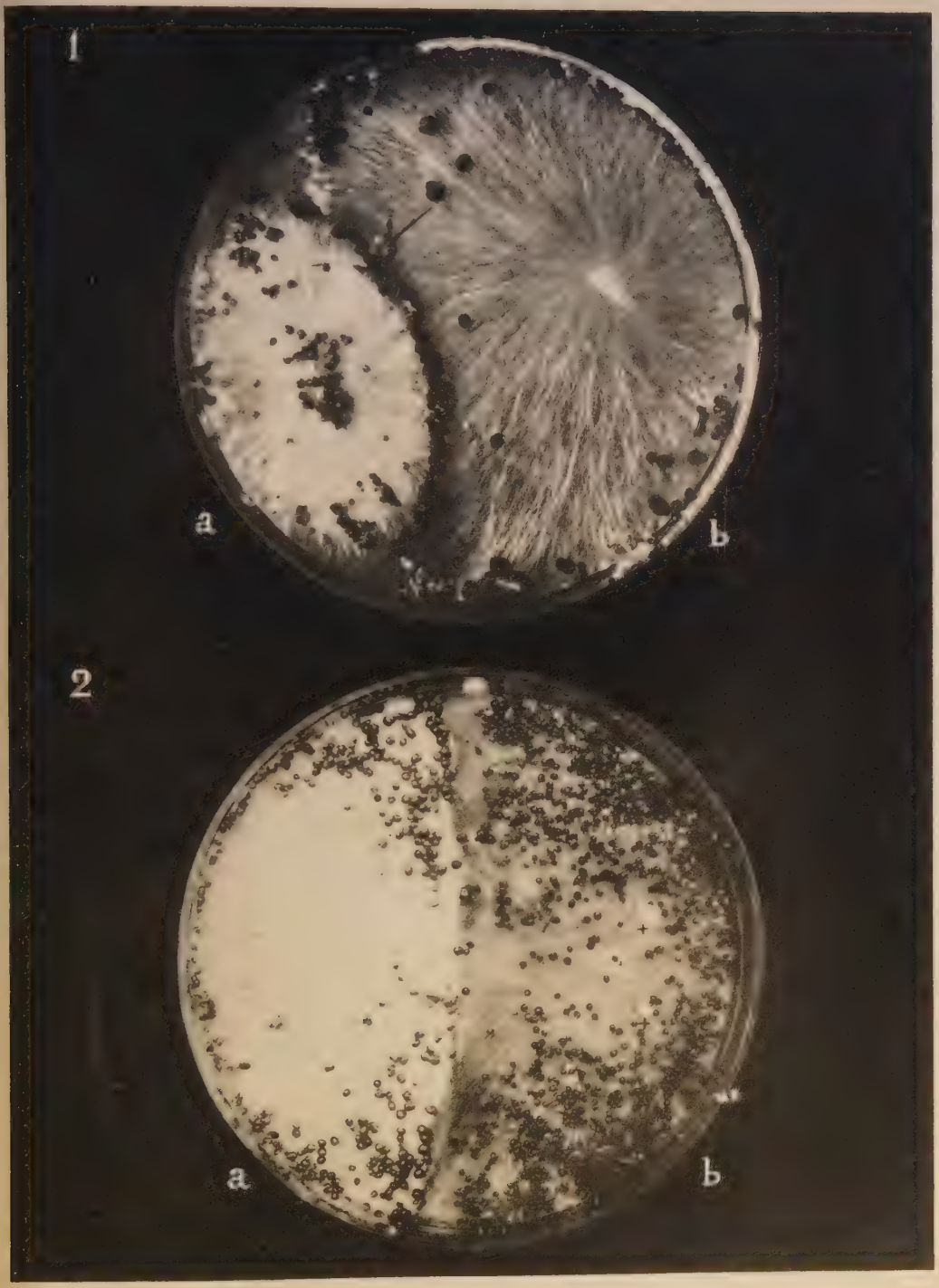
CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

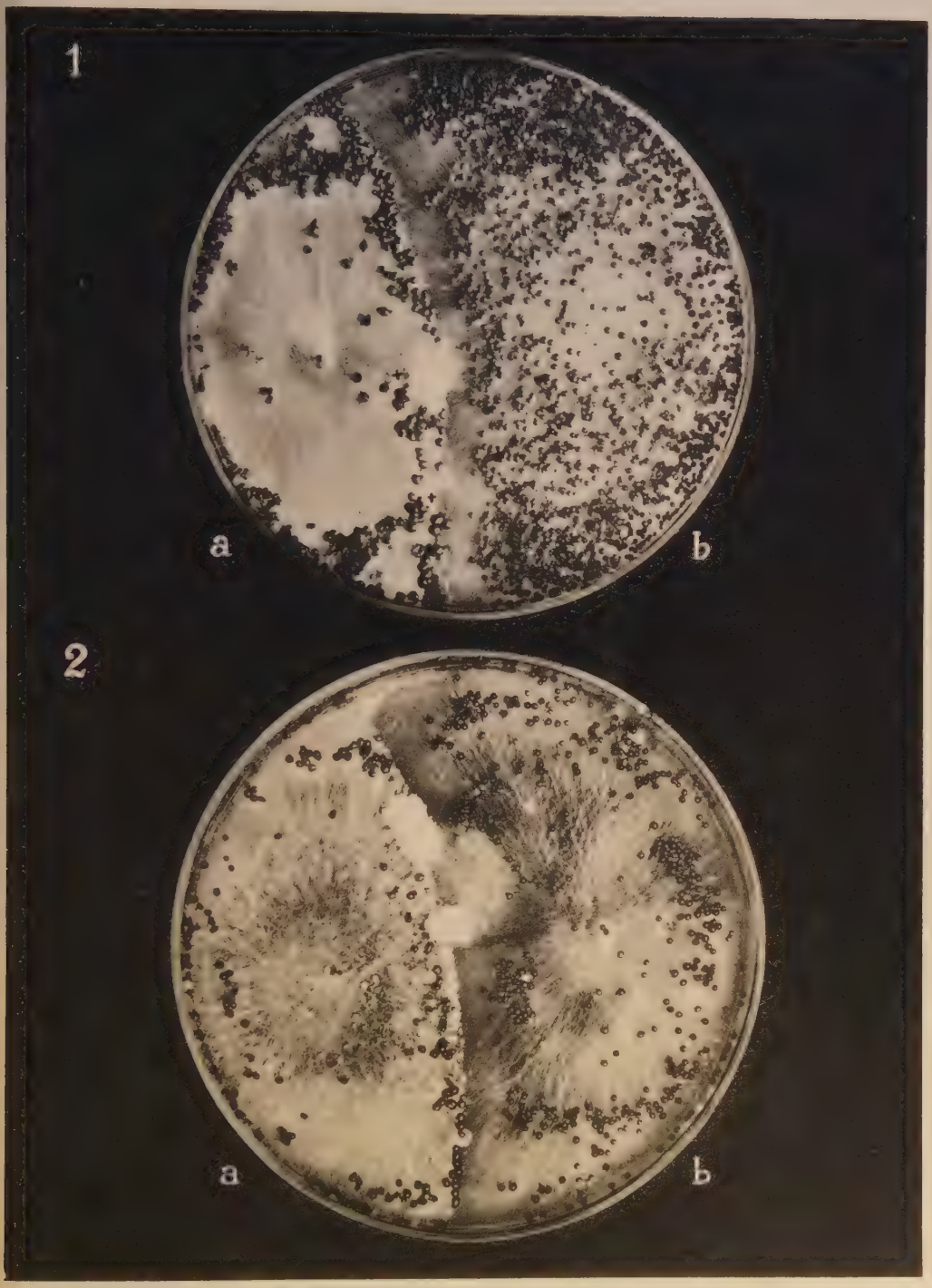


L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.



L'Aut. fot.

CURZI M. – Studi su lo Sclerotium Rolfsii.

Alcune notizie sulla bianconatura del grano

Nelle analisi di partite di grani duri, che frequentemente si eseguiscono presso questa R. Stazione, non è raro il caso di riscontrare una certa percentuale di cariossidi, talvolta fino al 30-40%, con aspetto ben diverso da quello caratteristico dei grani duri. In questi casi le cariossidi non sono lucenti su tutta la loro superficie e non presentano la tipica frattura cornea ben nota per i grani duri, ma hanno alla superficie delle chiazze meno lucenti e di colore giallo chiaro in corrispondenza delle quali, internamente, si verificano modificazioni per cui la frattura diventa farinosa, mentre nelle altre parti si mantiene cornea. Questo fenomeno è comunemente noto col nome di bianconatura.

Osservazioni e reperti di questo genere per quanto mi risulta da una sommaria inchiesta sono fatte non solo nei laboratorii per analisi delle sementi, ma anche dagli agricoltori stessi i quali anzi spesso si preoccupano del fenomeno temendo o una regressione dei grani ibridi o un inquinamento determinato da ibridazioni spontanee avvenute in campagna durante la fecondazione e che avrebbero per risultato un abbassamento o una variazione delle particolari caratteristiche per cui i grani duri vengono coltivati.

Questo fenomeno già da tempo osservato e studiato da varii studiosi, specialmente americani, è stato attribuito ad una minore produzione di sostanze azotate dovuta a cause del tutto estrinseche e non legato alla regressione degli ibridi od a impollinazioni estranee; sono particolari condizioni di ambiente che agiscono in questo senso e in modo sicuramente transitorio, per cui cessate le cause torna anche normale la produzione del grano. Hanno particolare influenza sulla bianconatura l'umidità, la luce, la velocità di maturazione ed il terreno.

Esperienze eseguite in America da Le Clerc, da Wiley, da Soule e Vanatter e da Le Clerc e Leavitt [2, 6, 5, 3, 4] seminando lo stesso grano duro in ambienti aridi, semiaridi e umidi hanno dato per risultato, a parità delle altre condizioni, la produzione di grani con percentuale di cariossidi bianconate ben diverse; infatti dai terreni aridi e semi-aridi si ebbero cariossidi cornee in proporzione elevatissima (quasi il 100%), dai terreni umidi si ottennero cariossidi cornee il 69%, cariossidi a frattura farinosa il 31%. Ciò è dovuto al fatto che l'eccessiva umidità favorisce la produzione delle sostanze ternarie (che costituiscono l'amido), mentre i climi secchi e asciutti affrettano la maturazione e favoriscono la sintesi di grandi quantità di sostanze proteiche [7]. Per le stesse ragioni i climi insulari che non siano modificati dalle alte temperature, dànno luogo ad elevate produzioni di amido e quindi a grani a frattura farinosa, a detrimento delle sostanze proteiche che invece determinano la frattura cornea.

La formazione delle aree giallastre se fondamentalmente è determinata da variazioni nel contenuto di proteine si deve, alla fine, a particolari trasformazioni che avvengono con la maturazione e il disseccamento nella cariosside stessa. Infatti mentre nei grani duri, dato l'elevato rapporto fra contenuto in glutine ed in amido, col disseccamento i contenuti cellulari rimangono ben aderenti gli uni agli altri, nei grani teneri, essendo minore il rapporto glutine-amido, risulta minore l'aderenza per cui si vengono a formare sottilissime fessure che si riempiono d'aria e che danno l'aspetto farinoso alla frattura. Un fatto analogo avviene nelle cariossidi dei grani duri così dette bianconate, dove appunto, per la mancanza della quantità normale di glutine, si originano col disseccamento venature piene d'aria che fanno rassomigliare le porzioni bianconate alle cariossidi dei grani teneri.

Tuttavia, come ho accennato, oltre l'umidità influisce sulla produzione dei grani bianconati anche la luce; in-

fatti la luce intensa mentre rallenta la produzione delle sostanze ternarie non provoca un uguale rallentamento nella sintesi delle sostanze quaternarie, ne deriva che le regioni a forti illuminazioni e a cielo limpido producono maggior percentuale, seppure più lieve che nel caso del fattore umidità, di cariossidi cornee, mentre quelle a luce diffusa più debole favoriscono la bianconatura.

Un ultimo elemento che ha importanza sulla bianconatura è la velocità di maturazione e la durata del periodo vegetativo della pianta del grano, poichè i grani che maturano sollecitamente le cariossidi e quelli che hanno un ciclo vegetativo breve non arrivano ad utilizzare tutto l'amido che è stato elaborato nelle parti verdi (fusto, guaine e foglie) e ne deriva che nella cariosside pur essendosi formata la sostanza proteica normale manca una piccola parte di amido, il rapporto quindi glutine-amido è elevato e di conseguenza prevalgono grandemente le cariossidi cornee sulle bianconate.

In genere quindi si può dire che nei grani duri tutto ciò che favorisce un aumento quantitativo di prodotto determina una diminuzione nella proporzione delle sostanze azotate e quindi rende più probabile la formazione di cariossidi bianconate.

Da quanto è stato esposto fino ad ora si può comprendere perchè in Italia i grani duri più pregiati provengono dalla parte meridionale della penisola dove il clima è più arido e dove maturazione e ciclo vegetativo sono più solleciti.

Nel 1930 fu esaminato da questa R. Stazione un campione di grano duro « Senatore Cappelli » che conteneva un'alta percentuale di cariossidi bianconate; da questo materiale furono scelti, per eseguire un' esperienza, un certo numero di semi tutti bianconati e furono seminati nel novembre 1930 al Campo sperimentale. Al raccolto fu constatato che dal seme tutto bianconato si era prodotto il 66,50% di cariossidi perfettamente cornee e il 33,50% di cariossidi più o meno bianconate.

Questo risultato conferma quindi quanto è stato da altri detto sul fenomeno, cioè che la bianconatura non è un'alterazione genetica del grano e che è in rapporto specialmente con l'umidità. Infatti i due terzi del prodotto (in peso) fu corneo non ostante che i semi fossero bianconati, mentre l'altro terzo fu certamente dovuto al terreno argilloso che ritiene fortemente l'umidità.

Parallelamente a questa semplice ricerca sperimentale ho anche eseguito prove per mettere in evidenza la diversità di contenuto in glutine delle cariossidi bianconate. A questo proposito ho eseguito tre reazioni differenti per la colorazione del glutine: quella con soluzione iodo-iodurata, quella con passaggio in soluzione di bicloruro di mercurio 20% in alcool assoluto e colorazione in fucsina acida, ed infine quella con acido nitrico concentrato. Queste tre colorazioni sono state effettuate su sezioni di grano duro normale, su sezioni di grano duro bianconato e su sezioni di grano tenero onde avere elementi di confronto per quantità di glutine contenuto. Il glutine per il suo contenuto prevalente in sostanze proteiche si comporta come queste con lo iodo-ioduro di potassio e con l'acido nitrico. Debbo ricordare che la colorazione con soluzione iodo-iodurata ha messo bene in evidenza le cellule dello strato ad aleurone, mentre non ha ben corrisposto per la ricerca dell'aleurone contenuto nelle cellule amilifere dell'endosperma pel fatto che anche soluzioni debolissime di iodo-ioduro di potassio coloravano così intensamente l'enorme ammasso di amido che non lasciavano scorgere null'altro.

Risultati molto più soddisfacenti ho ottenuto col bicloruro di mercurio in alcool assoluto e fucsina acida; con questa soluzione l'aleurone si colora in rosso vivo mentre l'amido assume una colorazione rossa tendente al violaceo e quindi ben differenziata. Anche discreti risultati dette la reazione con l'acido nitrico fumante che colora in giallo le sostanze proteiche e quindi in giallo paglierino i granuli di aleurone. Con ambedue queste

reazioni ho messo in evidenza una maggiore quantità di glutine nei grani duri normali e quantità minori, ma pressochè uguali, nelle sezioni dei grani bianconati in corrispondenza delle zone più chiare e in ogni parte delle cariossidi di grano tenero; le zone cornee delle cariossidi bianconate non presentarono differenze di contenuto in glutine rispetto alle cariossidi dure normali. Ma anche un altro fatto si rese evidente, fatto già ricordato nella letteratura e da me precedentemente accennato, la presenza cioè nei grani bianconati di sottili spazi intercellulari pieni d'aria che mancano affatto nei grani duri normali e che contribuiscono a conferire la frattura farinosa alle cariossidi. La presenza di spazi intercellulari è invece normale e costante nei grani teneri dotati sempre di frattura farinosa.

In avvenire saranno continuate le esperienze per stabilire comparativamente l'influenza dei varii climi d'Italia nella produzione della bianconatura.

CESARE SIBILIA.

BIBLIOGRAFIA.

1. - BAILEY C. H., *The chemistry of Wheat flour.* « Chemical Catalog Company », New York, 1925.

2. - LE CLERC J. A., *The effect of climatic conditions on the composition of durum wheat.* « Yearbook U. S. Dept. Agr. », pagg. 199-212, 1906.

3. - — — and LEAVITT S., *The influence of environment on the composition of Wheat.* « Proc. 7th Int. Cong. Appl. Chem. » Sect. VII, pagg. 136-147, 1909.

4. - — — — *Tri-local experiments on the influence of environment on the composition of Wheat.* « U. S. Dept. Agr., Bur. Chem. », Bull. 128, 1910.

5. - SOULE A. M., and VANATTER P. O., *Influence of climate and soil on the composition and milling qualities of winter wheat* « Tenn. Agr. Exp. Sta. », Bul. 16, n. 4, pagg. 51-88.

6. - WILEY H. W., *Influence of environment on the chemical composition of Plants.* « Yearbook U. S. Dept. Agr. », pagg. 219-318, 1901.

7. - WOHLTMANN F., *Die Einwirkung der Witterung auf die Zusammensetzung der Weizenkörner.* « Biedermann's Centralbl. Agr. Chem. », XXXV, pagg. 41-44, 1906.

INDICE DELL'ANNATA

Lavori originali.

Cocchi F., Un marciume dei limoni dovuto a *Pleospora herbarum* (Pers.) Rabenh. . . . . *Pag.* 179

Curzi M., Rapporti fra i generi *Microascus* Zukal e *Scopulariopsis* Bainier . . . . . » 55

— Intorno alle infezioni cercosporiche dell'*Arachis hypogaea* L. . . . . » 84

— Malattie del Pesco caratterizzate da Filliscosi (*Phony disease* e *malattia del pennacchio*) . . . . . » 221

— Studî su lo *Sclerotium Rolfsii* . . . . . » 306

Del Giudice E., Alcune esperienze sull'azione anticrittogamica dello solfo . . . . . » 128

De Paolis C., Esperienze sopra l'azione che i prodotti di escrezione e del ricambio di *Pythium* sp. hanno sulla germinazione del grano . . . . . » 138

— Esperienze sul trattamento del grano con anticrittogamici a base di sali di mercurio. . . . . » 158

Petri L., Sull'arricciamento della vite. . . . . » 61

— Osservazioni sulla variegatura del grano . . . . » 98

— Variegatura infettiva delle foglie di *Citrus vulgaris* Risso . . . . . » 105

— Maculatura interna ereditaria dei tuberi di patata. » 171

— Il metodo di isolamento della *Phytophthora cambivora* » 274

Rabinovitz Sereni D., Azione stimolante del biossido di carbonio sulla germinazione delle spore di *Deuterophoma tracheiphila* . . . . . » 143

— Perdita della facoltà germinativa delle spore di *Deuterophoma tracheiphila* alla fine del periodo primaverile . . . . . » 154

— Sulla presenza degli stomi sull'epidermide della pagina superiore delle foglie di varie specie di *Citrus* » 164

— Ricerche sulla fisiologia dell'*Helminthosporium gibberosporum* Curzi . . . . . » 244

Ruggieri G., Sulla presunta influenza di certi terreni nel rendere resistenti al *mal secco* le piante di limone. » 170

Sibilia C., Ricerche sulla ginocchiatura del grano . . . *Pag.* 50
— Ricerche sulle ruggini dei cereali . . . . . » 115
— Ulteriori notizie sulla ginocchiatura del grano . . » 152
— Una fasciazione di Rosa . . . . . » 293
— Alcune notizie sulla bianconatura del grano. . . » 375

Articoli, Relazioni e Riviste sintetiche.

Petri L., Rassegna dei casi fitopatologici osservati nel 1930 *Pag.* 1
— La coltivazione del Castagno giapponese in Italia . » 275
— Provvedimenti necessari per far fronte alla moria degli olmi. . . . . » 284

Notizie varie.

Nuovi preparati di nicotina per la lotta contro i parassiti delle piante e del bestiame . . . . . *Pag.* 176
Provvedimenti legislativi concernenti la custodia e l'uso di composti arsenicali e di fosfuri metallici . . . » 177
II Congresso internazionale di Patologia comparata . . » 290

Indice alfabetico degli Autori.

Cocchi F., pag. 179.
Curzi M., pagg. 55, 84, 221, 306.
Del Giudice E., pag. 128.
De Paolis C., pagg. 138, 158.
Petri L., pagg. 1, 61, 98, 105, 171, 214, 275, 284.
Rabinovitz Sereni, pagg. 143, 154, 164, 244.
Ruggieri G., pag. 170
Sibilia C., pagg. 50, 115, 152, 293, 375.

Altre pubblicazioni del personale della R. Stazione di Patologia vegetale nell'anno 1931.

Petri L., Direttore della R. Stazione di Patologia vegetale:

Sur une méthode pour injecter les *virus* dans les feuilles « Compt. Rendus du II Congrès intern. de Pathologie comparée » Paris 1932.

— Sopra un metodo per riconoscere la presenza eccezionale di mercurio sui tessuti vegetali « Rendic. R. Acc. Lincei » Cl. Sc. Fisiche, Mat. e Nat., XIII, 1931.

— Utilizzazione del cinematografo nell'Agricoltura. « Rivista Internaz. del Cinema Educatore », Fasc. 9, Settembre 1931.

Curzi M., Sperimentatore:

Rapports entre les genres *Microascus* Zukal et *Scopulariopsis* Bainier « Boll. Sez. Ital. Soc. Intern. Microbiologia » Fasc. IX, 1931.

— Una nuova specie di *Helminthosporium* in una malattia del banano segnalata nella Somalia Italiana « Rendic. R. Acc. Lincei » Cl. Sc. Fis., Mat. e Nat., vol. XIV, Ser. 6.ª 2.° sem. 1931, pag. 146.

— Alcuni casi di cancrena pedale da *Sclerotium* osservati in Italia « Rendic. R. Acc. Lincei » Cl. Sc. Fis., Mat. e Nat. », vol. XIV, ser. 6.ª 2.° sem. 1931, pag. 233.

Sibilia C., Sperimentatore:

Conséquences de la carence de chlore sur les Haricots « Compt. rend. II Congrès intern. de Pathologie comparée » Paris 1932.

— Una nuova malattia degli olmi segnalata in Italia. « L'Alpe », A. XVIII, n. 8, pagg. 413-417. Milano, 1931.

Prof. Lionello Petri, *Direttore responsabile*